



# **Universidad Nacional Mayor de San Marcos**

**Universidad del Perú. Decana de América**

**Facultad de Medicina Veterinaria**

**Escuela Profesional de Medicina Veterinaria**

## **Helmintiasis en Vicuñas (*Vicugna vicugna*) en el distrito de Contumazá, departamento de Contumazá - Cajamarca**

### **TESIS**

**Para optar el Título Profesional de Médico Veterinario**

### **AUTOR**

**Joao José CURAY CABANILLAS**

### **ASESOR**

**Amanda Cristina CHÁVEZ VELÁSQUEZ DE GARCÍA**

**Lima, Perú**

**2018**



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

## Referencia bibliográfica

---

Curay J. Helmintiasis en Vicuñas (*Vicugna vicugna*) en el distrito de Contumazá, departamento de Contumazá - Cajamarca [Tesis de pregrado]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Medicina Veterinaria, Escuela Profesional de Medicina Veterinaria; 2018.

---

## Hoja de metadatos complementarios

Código ORCID del autor	“ ____ ”
DNI o pasaporte del autor	10861379
Código ORCID del asesor	<a href="https://orcid.org/0000-0001-8747-0491">https://orcid.org/0000-0001-8747-0491</a>
DNI o pasaporte del asesor	07801682
Grupo de investigación	“ ____ ”
Agencia financiadora	“ ____ ”
Ubicación geográfica donde se desarrolló la investigación	<p>Distrito de Contumazá, Provincia de Contumazá, Departamento de Cajamarca.</p> <p>Coordenadas geográficas:            Latitud S: 7°21'55.26"            Altitud O: 78°48'10.151"</p>
Año o rango de años en que se realizó la investigación	Año 2015
Disciplinas OCDE	<p>Ciencia veterinaria  <a href="https://purl.org/pe-repo/ocde/ford#4.03.01">https://purl.org/pe-repo/ocde/ford#4.03.01</a>            Ciencia veterinaria  <a href="https://purl.org/pe-repo/ocde/ford#4.03.00">https://purl.org/pe-repo/ocde/ford#4.03.00</a></p>



Universidad Nacional Mayor de San Marcos  
Universidad del Perú, Decana de América  
Facultad de Medicina Veterinaria  
Escuela Profesional de Medicina Veterinaria



## ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO

En el Auditorio Principal de la Facultad de Medicina Veterinaria, el día **miércoles 19 de diciembre de 2018**, a las **10:00** horas, se constituyó el Jurado Examinador designado mediante Resolución Directoral N° **0269-EPMV/FMV-2018**, integrado por los siguientes profesores:

<b>MV. MSc. Luis Felipe Coronado Seminario</b>	<b>Presidente de Jurado</b>
<b>MV. Mg. Amanda Chávez Velásquez</b>	<b>Asesora de la Tesis</b>
<b>MV. Mg. Luis Antonio Gómez Puerta</b>	<b>Miembro del Jurado</b>
<b>MVZ. Olger Pedro Ramos Coaguila</b>	<b>Miembro del Jurado</b>

Luego de la instalación del Jurado, a cargo del Presidente del Jurado y bajo la dirección del mismo, el Bachiller Don: **CURAY CABANILLAS, JOAO JOSÉ** para optar el Título Profesional de Médico Veterinario, procedió a sustentar públicamente la Tesis:

**“HELMINTIASIS EN VICUÑAS (*Vicugna vicugna*) EN EL DISTRITO DE CONTUMAZÁ, PROVINCIA DE CONTUMAZÁ-CAJAMARCA”,**

Luego de absolver las preguntas del Jurado y del público asistente, el Jurado deliberó con la abstención reglamentaria de la Asesora de la Tesis y acordó su **APROBACIÓN** por **UNANIMIDAD**, otorgándole la nota de **DIECIOCHO (18)**.

Habiéndose aprobado la sustentación pública de la Tesis, el Presidente en representación del Jurado recomienda que la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria proponga la aprobación del **TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO** a la Facultad de Medicina Veterinaria y que ésta proponga al Rectorado el otorgamiento respectivo.

Siendo las **11:00 horas**, concluyó el acto académico de sustentación pública de Tesis en fe de lo cual suscriben la presente acta por cuadruplicado los integrantes del Jurado:

.....  
Luis Felipe Coronado Seminario; MV. MSc. Prof. Principal D.E.

.....  
Amanda Chávez Velásquez MV. Mg/ Prof. Principal D.E.

.....  
Luis Antonio Gómez Puerta; MV. Mg. Prof. Auxiliar T.C.

.....  
Olger Pedro Ramos Coaguila; MV. Zootec. Prof. Asociado D.E.



Firmado digitalmente por RAMOS  
COAGUILA Olger Pedro FAU  
20148092282 soft  
Motivo: Soy el autor del documento  
Fecha: 05.04.2021 21:54:38 -05:00

## DEDICATORIA

A mis abuelos Demetrio y Rosario, por ser padres  
y haberme dado mucho amor desde niño, los llevo siempre en mi corazón.

A mis padres Orlando y Carmen, por darme la vida  
y todo su cariño, comprensión, dedicación y  
paciencia, los amo.

A mi querida esposa Betsy y mi hermosa y amada  
hijita María Paula Valentina, porque son Uds.  
la fuerza, el motivo y la razón de ser un buen profesional,  
para Uds. con mucho cariño, las amo.

A mis hermanos que DIOS me brindo. Jeffer con  
quien compartí mis primeros años de niñez y estudios.

A Elva del Rosario, mi querida hermanita, porque  
fuiste mi primera alumna en tus momentos de  
enseñanza.

Y mi pequeña y adorada Milagros, la tierna y  
siempre alegre hermanita que ningún otro hermano  
podría tener. Les agradezco muchísimo por permitirme  
ser hermano de Uds.

A mi tía Rosa, por darme también el amor de una madre  
y yo seguiré siendo tu hijo por siempre. Gracias.

A mi cuñado, amigo y compadre Christian por ser  
parte de la familia y un hermano más.

A mi sobrino y ahijado Dieguito, tan pequeño  
y con mucho amor por ofrecer, te quiero mi pequeño hijito.

A mis sobrinas Dhyan y Emily y mi sobrino Emiliano, que lindo es verlos crecer y sonreír con cada ocurrencia de ustedes.

A la señora Elizabeth y Roció por tener la paciencia y comprensión en estos años,  
muchas gracias por permitirme ser parte de su familia.

Y sin dejar de lado, a todas mis mascotas que desde niño supieron darme mucho amor y compañía, gracias por los lindos momentos, las recuerdo siempre.

## AGRADECIMIENTOS

De manera muy especial a la Dra. Amanda Chávez, muchas gracias por su atención, paciencia, confianza en todo este tiempo, sin Ud. no sería posible este gran momento.

A la Asociación de Criadores de Vicuñas  
Pozo Kuan Contumazá - ACRIVIC -  
por brindarme la confianza y la ayuda  
para la realización del estudio.

A la Ing. Zootecnista Blanca Alva,  
quien me ofreció todo el apoyo y la  
gentileza de compartir parte de su vida y  
su experiencia con las vicuñas en el distrito  
de Contumazá.

Al Dr. Néstor Falcón, por esa gran ayuda  
en los momentos más decisivos y  
la paciencia de poder atenderme  
en momentos importantes, las estadísticas.  
Muchas Gracias.

A las Dra. Eva Casas y Dra. Rosa  
Pinedo, quienes me ofrecieron sus  
conocimientos, experiencias y apoyo  
durante la elaboración del proyecto.

A la Dra. Katherine Robles, por ser  
buena profesional y una buena amiga. Éxitos.

A todos aquellos amigos y  
compañeros con quienes compartí  
agradables momentos en el laboratorio de  
Parasitología, un fuerte abrazo y Dios los  
bendiga.



## ÍNDICE

	Pag.
<b>RESUMEN</b>	i
<b>ABSTRACT</b>	ii
<b>LISTA DE CUADROS</b>	iii
<b>LISTA DE FIGURAS</b>	iv
<b>I. INTRODUCCIÓN</b>	1
<b>II. REVISIÓN BIBLIOGRAFICA</b>	4
2.1. LA VICUÑA	4
2.1.1. Clasificación Taxonómica	6
2.2. HELMINTOS GASTROINTESTINALES	6
2.3. CLASIFICACION TAXONOMICA	8
2.4. ANATOMÍA Y ASPECTOS MORFOLÓGICOS	9
2.5. CICLO BIOLÓGICO	13
2.5.1. Nematodo	13
2.5.1.1. Reproducción de nematodos	13
2.5.1.2. Ciclo de vida	15
2.5.2. Céstodos	19
2.6. EPIDEMIOLOGIA	21
2.6.1. Nematodos	21
2.6.1.1. Factores del parásito	21
2.6.1.1.1. Hipobiosis	21
2.6.1.2. Factores del medio ambiente	23
2.6.1.2.1. Humedad	24
2.6.1.2.2. Precipitación Pluvial	24
2.6.1.2.3. Temperatura	25
2.6.1.3. Factores del hospedero	26
2.6.1.3.1. Edad	26
2.6.1.3.2. Destete	26
2.6.1.3.3. Inmunidad	26
2.6.1.3.4. Nutrición	27

2.6.1.3.5. Sexo y reflejo inmunoperiparto	27
2.6.1.3.6. Hábitos	28
2.6.2. Cestodos	28
2.6.2.1. Factores del parásito	28
2.6.2.2. Factores del medio ambiente	28
2.6.2.3. Factores del hospedero	29
2.7. PREVALENCIA Y ESTUDIO EN VICUÑAS	29
2.8. FISIOPATOLOGÍA Y SIGNOS CLÍNICOS	29
2.8.1. Nematodos	29
2.8.1.1. Anemia	30
2.8.1.2. Alteración de la digestión	30
2.8.1.3. Apetito disminuido	31
2.8.1.4. Alteración del metabolismo proteico	31
2.8.1.5. Alteración del metabolismo energético	31
2.8.1.6. Alteración del metabolismo mineral	32
2.8.2. Cestodos	32
2.9. PATOLOGÍA	33
2.9.1. Nematodos	33
2.9.2. Cestodos	34
2.10. DIAGNÓSTICO	34
2.10.1. Nematodos	34
2.10.1.1. Diagnóstico clínico	34
2.10.1.2. Exámenes coproparasitológicos	34
2.10.1.3. Diagnostico post-mortem	35
2.10.1.4. Determinación de larvas infectivas en pasturas	35
2.10.2. Cestodos	36
2.10.2.1. Diagnóstico clínico	36
2.10.2.2. Exámenes coproparasitológicos	36
2.10.2.3. Diagnostico post-mortem	36

2.11. TRATAMIENTO	36
2.11.1. Nematodos	36
2.11.2. Cestodos	39
2.12. CONTROL Y PREVENCIÓN DE HELMINTOS	40
2.12.1. Dosificación	40
2.12.2. Manejo del ambiente	41
2.12.3. Control biológico	42
2.13. IMPACTO ECONÓMICO	43
<b>III. MATERIALES Y METODOS</b>	<b>45</b>
3.1. LUGAR DE ESTUDIO	45
3.2. ANIMALES DE ESTUDIO	45
3.3. TAMAÑO DE LA MUESTRA	46
3.4. RECOLECCIÓN DE LA MUESTRA	46
3.5. ANÁLISIS COPROLÓGICO DE LA MUESTRA	47
3.6. PROCESAMIENTO DE DATOS	49
3.7. ANÁLISIS ESTADÍSTICO	49
<b>IV. RESULTADOS</b>	<b>50</b>
<b>V. DISCUSION</b>	<b>56</b>
<b>VI. CONCLUSIONES</b>	<b>65</b>
<b>VII. BIBLIOGRAFIA</b>	<b>66</b>

## RESUMEN

El objetivo del estudio fue estimar la prevalencia y cargas de helmintos gastrointestinales en vicuñas en el distrito de Contumazá, provincia de Contumazá – Cajamarca, así como determinar su asociación con las variables edad y sexo e identificar los géneros parasitarios presentes en dicha comunidad. Se colectaron un total de 208 muestras de heces durante el Chaccu realizado en la época de esquila anual (agosto) del 2015. Las muestras fueron colectadas directamente del recto y colocadas en bolsa de polietileno adecuadamente rotuladas con la identificación correspondiente, las mismas que fueron colocadas en cajas térmicas junto con refrigerantes para su transporte hasta el laboratorio de Microbiología y Parasitología, sección Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria, donde se procedió a realizar la técnica flotación con Solución de Sheather (solución saturada de azúcar) y sedimentación espontánea, para detectar la presencia de huevos de helmintos y de *Fasciola hepatica* respectivamente, además de estimar la carga parasitaria (hpg) con el método de McMaster modificado e identificación de larvas de nematodos mediante el cultivo de larvas y la técnica de Baermann. No se detectó la presencia de huevos de *Fasciola hepatica* en las muestras procesadas. Se obtuvo una prevalencia de helmintos de 81.3% en vicuñas. Las prevalencias de huevos de helmintos fueron de 61.1, 39.4, 26.9, 16.8, 8.7%, correspondiente a huevos tipo Strongylus, Nematodirus, Trichuris, Capillaria y Moniezia respectivamente. Los géneros de la familia Trichostrongylidae identificados en cultivos de larvas fueron Cooperia, Trichostrongylus, Ostertagia, Oesophagostomum, Haemonchus y Bunostomum. No se encontró diferencia significativa ( $p < 0.05$ ) entre las variables sexo, sin embargo, hubo asociación significativa con la variable edad. La carga parasitaria promedio de huevos de nematodos vario entre 103.8 a 121.3 huevos por gramo de heces, correspondiendo a una carga leve.

Palabras clave: Chaccu, CSA Silvestres, Helmintos, nematodos, cestodos

## ABSTRACT

The aim of the study was to estimate the prevalence and loads of gastrointestinal helminth in vicuñas in the district of Contumazá province of Contumazá – Cajamarca, as well as to determine their association with the variables of age and sex and to identify the genera parasitic on the community. We collected a total of 208 stool samples during the Chaccu made at the time of shearing the annual (August) of 2015. The samples were collected directly from the rectum and placed in a polyethylene bag properly marked with the corresponding id, the same that were placed in thermal boxes along with coolant, for transportation to the laboratory of Microbiology and Parasitology, section of Parasitology, Faculty of Veterinary Medicine, where he proceeded to perform the technique flotation with a Solution of Sheather (saturated solution of sugar) and sedimentation spontaneous, to detect the presence of helminth eggs and *Fasciola hepatica*, respectively, in addition to estimating the parasite burden (hpg) with the method of McMaster modified and identification of nematode larvae through the cultivation of larvae and the technique of Baermann. It is not detected the presence of eggs of *Fasciola hepatica* in the samples processed. We obtained a prevalence of helminths of  $81.3 \pm 5.3\%$  in vicuñas. The prevalence of helminth eggs were 61.1, 39.4, 26.9, 16.8, 8.7%, corresponding to eggs type *Strongylus*, *Nematodirus*, *Trichuris*, *Capillaria* and *Moniezia* respectively. The genera of the family *Trichostrongylidae* identified in cultures of larvae were *Cooperia*, *Trichostrongylus*, *Ostertagia*, *Oesophagostomum*, *Haemonchus* and *Bunostomum*. We found No significant difference ( $p < 0.05$ ) between the variables of gender, however, there was significant association with the variable age. The parasitic load average of nematode eggs varied from 103.8 to 121.3 eggs per gram of feces, corresponding to a slight load.

Key words: Chaccu, CSA wild, Helminths, nematodes, tapeworms.

## INDICE DE CUADROS

	<b>Pag.</b>
Cuadro 1 Clasificación taxonómica de la Vicuña ( <i>Vicugna vicugna</i> ).....	6
Cuadro 2 Taxonomía de helmintos (cestodos y nematodos) en Camélidos Sudamericanos.....	8
Cuadro 3 Aspectos morfológicos de los huevos de los helmintos en los rumiantes.....	9
Cuadro 4 Aspectos biométricos y morfológicos de las formas infectivas (L <sub>3</sub> ) de los nemátodos gastrointestinales en Vicuñas.....	11
Cuadro 5 Periodo pre-patente y tiempo de evolución de los huevos a larva infectiva de los principales nemátodos en Camélidos Sudamericanos.....	19
Cuadro 6 Producción diaria de huevos de los principales nematodos.....	22
Cuadro 7 Valores Climatográficos de acuerdo a la Altitud y Subregión en el Perú.....	24
Cuadro 8 Nematocidas de uso veterinario para Camélidos Sudamericanos.....	39
Cuadro 9 Cestocidas de uso veterinario en Camélidos Sudamericanos.....	40
Cuadro 10 Prevalencia de Helmintos en Vicuñas según sexo y edad en el distrito de Contumazá, Cajamarca, mediante examen Coproparasitológico (agosto 2015).....	52
Cuadro 11 Prevalencia de huevos de Helmintos en Vicuñas según sexo y edad en el distrito de Contumazá, Cajamarca (agosto, 2015).....	53
Cuadro 12 Promedio de carga parasitaria de huevos de helmintos en vicuñas del distrito de Contumazá, Cajamarca (agosto, 2015).....	54
Cuadro 13 Porcentajes de “larvas infectivas” (L <sub>3</sub> ) procedentes de huevos tipo <i>Strongylus</i> según edad en vicuñas del Distrito de Contumazá, Provincia Contumazá – Cajamarca (agosto 2015).....	55

## INDICE DE FIGURAS

	Pag.
Figura 1 Larvas infectivas de los rumiantes.....	12
Figura 2 Reproducción en nematodos.....	14
Figura 3 Ciclos de vida de los nematodos gastrointestinales de los Camélidos Sudamericanos.....	17
Figura 4 Ciclo de vida de cestodosis en Vicuñas.....	20
Figura 5 Diversificación del clima en el Perú debido a la altitud de la Cordillera Andina	23

## I. INTRODUCCION

Los Camélidos Sudamericanos se representan a través de dos especies silvestres: vicuña (*Vicugna vicugna*) y guanaco (*Lama guanicoe*) y dos especies domesticadas: alpaca (*Vicugna pacos*) y llama (*Lama glama*) (FAO, 2005). En el 2011, la población estimada de vicuñas en el Perú fue de 276,714 animales, habiéndose incrementado en 8% respecto al año 2010. Esta población está concentrada en 16 departamentos del país; siendo Ayacucho el que posee la mayor cantidad de animales con el 34%; le sigue Puno (15.3%); Lima (14.9%), Junín (9.6%), Apurímac (8.4%), Huancavelica (7.4%), Cusco (3.6%), Arequipa (3.1%) (INEI, 2014).

En nuestro país, del total de vicuñas reportadas hasta el año 2012, un 69.9% se encontraban en estado de silvestría y el 30.1% se hallaba en semicautiverio (MINAGRI – DGFFS, 2014). Bajo una gestión autónoma y sostenible, a cargo de diversas comunidades y empresas, nuestra especie silvestre se considera como un motor del desarrollo y un recurso clave para la sostenibilidad económica de los pueblos alto andinos, enfocados en el manejo y conservación; así como, en evitar la caza furtiva y el tráfico de fibra o la presentación de alguna enfermedad que atenten contra la integridad de la vicuña, es por ello que la organización es un punto clave para el sostenimiento de nuestro recurso patrimonial.

Bustanza y Choque (2001) mencionan que la presencia de agentes infecciosos de origen parasitario en las zonas altoandinas son los problemas de mayor importancia



que alteran el bienestar de los Camelidos Sudamericanos. Debido a la gran variedad de parásitos gastrointestinales, hay nematodos que tienen baja especificidad para algunos rumiantes como bovinos y ovinos, pero alta especificidad hacia los Camelidos Sudamericanos.

Los investigadores Guerrero y Leguía 1987 y Rojas 1990 señalaron que “los nemátodos específicos que se encuentran en los Camélidos sudamericanos, según la especie podrán encontrarse en la mucosa de la pared del abomaso o también a nivel de la mucosa del intestino delgado y/o grueso”. Entre ellos se consideran: *Camelostrongylus mentulatus*, *Graphinema aucheniae*, *Nematodirus lamae*, *Mazamastrongylus (Spiculoptera) peruvianus*, *Lamanema chavez*, *Trichuris tenuis* e incluso *Capillaria* (Leguía *et al.*, 1995; Suarez *et al.*, 2007).

Guerrero y Alva (1968) mencionan que hay ciertos géneros parasitarios de ovinos y bovinos que causan una alta morbilidad en los CSA, entre ellas: *Cooperia*, *Trichostrongylus*, *Ostertagia*, *Haemonchus* y *Oesophagostomum*

Todas las especies de helmintos específicos han sido reportados en llamas, alpacas, vicuñas y guanacos (Alcaíno *et al.*, 1991; Leiva 1997; Muller, 1998; Valenzuela *et al.*, 1998; Cafrune *et al.*, 1999; 2001; 2006 a, b; Yucra, 2002; Beldoménico *et al.*, 2003; Beltrán *et al.*, 2006; 2011; Fierro 2010; Castillo *et al.*, 2012; Contreras, 2012; Mamani, 2012; Pérez *et al.*, 2014). En el Perú, hay determinadas prevalencias de helmintos gastrointestinales en CSA como 80.32% (Chávez, 1995), 63% (Contreras, 2012), 54.2% (Farfán, 2014), 68.4% (Pérez *et al.*, 2014) y 90% (Roncal, 2014) en Alpacas; en Vicuñas 80.83% (Quispe, 2011) y 89.29% (Torres, 2016) y en Guanacos 53.8% (Castillo *et al.*, 2012); así como, del 90.15 al 100% de la madre hacia la cría en alpacas y llamas (Mamani, 2012).

La población de Contumazá a través de la Asociación de Criadores de Vicuñas Pozo Kuan Contumazá (ACRIVIC) cuenta con una población de aproximadamente 1200 vicuñas todas ellas criadas en la parte alta de Contumazá en un área mayor a las mil

hectáreas de tierras, hasta la fecha, en la región Cajamarca, solamente en las provincias de Cajamarca – Zona de Porcón Alto – y Contumazá se crían vicuñas traídas desde Pampas Galeras (Ayacucho), con el objetivo de exportar la fibra de vicuña estos animales no han presentado hasta el momento algún antecedente de problema parasitario (Ing. Lord Pompeo y la Ing. Zootecnista Blanca Alva, comunicación personal).

El objetivo del estudio fue estimar la prevalencia y carga de helmintos gastrointestinales en vicuñas en el distrito de Contumazá, provincia de Contumazá – Cajamarca, así como determinar su asociación con las variables edad y sexo e identificar los géneros parasitarios en dicha comunidad.

## **II. REVISION BIBLIOGRAFICA**

### **2.1. LA VICUÑA**

La vicuña entre los Camelidos sudamericanos, es la más pequeña, con apariencia fina, delicada y sencilla, de cabeza chica, ojos grandes y cuello largo, de patas delgadas y largas. Pueden pesar entre 35 y 55 kg, con una altura a los hombros que varía entre los 70 y 90 cm. Su pelaje es de color café algo acanelado, en la parte interna de las extremidades, la zona del pecho, el bajo vientre y la cola tienen un color blanco. La fibra es corta y de todos los animales naturales, incluso entre los Camelidos sudamericanos es la más fina (11-14 micras), se le forma una peculiar pechera debido a que los pelos de la zona pectoral y abdominal son largos y gruesos (Kofort, 1957).

La vicuña como especie silvestre se adapta perfectamente a los diversos ecosistemas altoandinos; no obstante, en nuestro país hace muchos años estuvo a punto de extinguirse por la alteración de su hábitat, la falta de protección y sobre todo a la caza irracional (Zúñiga, 2009). El lugar donde habita es un ambiente ecológico frágil caracterizado por escasas de lluvias, bajas temperaturas, alta radiación solar. Convive en las altas mesetas de las zonas centro y sur del Perú, al noroeste de Argentina, en la parte occidental de Bolivia y al norte de Chile (Conacs, 2005). Asimismo, al contar con la mayor población de vicuñas, se llega a comercializar hasta 3000 kg por año de fibra de vicuña, siendo el mayor productor de fibra y ello genera un ingreso beneficioso económicamente a las comunidades altoandinas.

Hofmann *et al* (1983) mencionan que hay ciertas características propias de la vicuña que le han permitido sobrevivir en la puna, entre ellas: un fino y denso pelaje, el color mimético, patas con almohadillas callosas, tener actividad diurna, sus glóbulos rojos ovoides tienen gran afinidad por el oxígeno, digestión especializada e incisivos de crecimiento continuo.

La organización social está compuesta de grupos familiares: un macho adulto con 5 a 6 hembras adultas y crías menores del año, tropillas de machos e individuos solitarios. Estos grupos, tienen la particularidad de dirigirse al área de pastoreo en horas de la mañana y por la tarde regresan a sus dormideros que se ubican en las partes altas de sus terrenos (Hofmann *et al*, 1983; MINAGRI – DGFFS, 2014).

En la alimentación de los Camelidos sudamericanos, estos prefieren los pastos naturales, siendo esta la fuente más importante de nutrientes (San Martín, 1991). A partir de observaciones directas realizadas en Perú, se obtuvo que las especies vegetales del grupo de las gramíneas, son la dieta básica de la vicuña, sobre todo del género *Deyeuxia*, *Festuca*, *Poa* y *Stipa* (Kodfort, 1957).

### 2.1.1. Clasificación Taxonómica

Cuadro 1 Clasificación taxonómica de la Vicuña (*Vicugna vicugna*)

Clase	Mamalia
Sub clase	Eutheria
Orden	Artiodactyla
Familia	Camilidae
Genero	Vicugna (Lesson, 1842)
Especie	<i>Vicugna vicugna</i> (Molina, 1782)
Sub especie	V. v. vicugna (Molina, 1782)
	V. v. mensalis (Thomas, 1917)

Fuente: FAO, 2005.

### 2.2. HELMINTOS GASTROINTESTINALES

La helmintiasis gastrointestinal en los Camelidos Sudamericanos se da por la asociación frecuente de nematodos y cestodos. La nematodiasis es considerada como una enfermedad multitietiológica debido a la acción conjunta de varios géneros y especies de parásitos, el cual afecta por igual a especies tanto domesticas como bovinos, ovinos, caprinos, alpacas y llamas, así como a especies silvestres, entre ellas la vicuña (Leguía y Casas, 1999).

Los CSA son parasitados por varios nemátodes gastrointestinales, algunos específicos como el *Camelostrongylus mentulatus*, *Graphinema aucheniae* (Guerrero y Rojas, 1964), *Mazamastrongylus (Spiculopteragia) peruvianus* (Guerrero y Chávez, 1967; redescrito por Hoberg, 1996), *Lamanema chavez* (Becklund, 1963), *Nematodirus lamae* (Becklund, 1963), *Trichuris tenuis* (redescrito por Rickard y Bishop, 1991a) y hasta la especie *Capillaria* (Leguía et al., 1995). Otros nemátodes, en cambio, son compartidos con los rumiantes domésticos, como aquellos de los géneros *Bunostomum*, *Cooperia*, *Chabertia*, *Cooperia*, *Haemonchus*, *Trichostrongylus*, *Marshallagia*, *Skjrabinema*, *Trichuris*, y *Strongyloides* (Chávez et al., 1967; Kühne,

1986; Bishop y Rickard, 1987; Alcaíno *et al.*, 1991; Beldoménico *et al.*, 2003; Cafrune *et al.*, 2004).

Teniendo en cuenta a los Céstodos, la cestodosis o teniasis, es ocasionada por los géneros *Moniezia expansa*, *Moniezia benedeni* y *Thysaniezia giardi*. Existen también otros hospederos como el ovino, caprino y bovino en los que se ha reportado. A nivel de la mucosa del intestino delgado se ubicarán las formas adultas (Leguía y Casas, 1999; Bustinza, 2001). Los cestodos necesitan de un hospedero intermediario (artrópodos coprófagos) donde desarrolla la forma infectiva (cysticercoide) para lograr completar su ciclo biológico (Rojas, 1990).

### 2.3. CLASIFICACION TAXONOMICA

La clasificación incluye a cuatro Fila (Nematoda y Platyhelminthes) cuyos miembros no están relacionados filogenéticamente (Cuadro 2).

Cuadro 2 Taxonomía de helmintos (cestodos y nematodos) en Camélidos Sudamericanos

Phylum Platelmintos		
<b>Clase</b>	Cestoda	
<b>Orden</b>	Cyclophyllidea	
<b>Familia</b>	Anoplocephalidae	Moniezia
	Thysanosomidae	Thysaniezia
Phylum Nematelmintos		
<b>Clase</b>	"Secermenta"	
<b>Orden</b>	Strongylida	
<b>Superfamilia</b>	"Trichostrongyloidea"	
<b>Familia</b>	"Trichostrongylidae"	
	<div> <div>Genero</div> <div> <i>"Ostertagia"</i>  <i>Trichostrongylus</i>  <i>Haemonchus</i>  <i>Cooperia</i>  <i>Graphinema</i>  <i>Spiculopteragia(Mazamastrongylus)</i>  <i>Camelostrongylus"</i>  <i>Dictyocaulus</i>  <i>"Nematodirus"</i>  <i>"Lamanema"</i>  <i>Oesophagostomum</i>  <i>Bunostomum</i> </div> </div>	
	Dictyocaulidae	
	Molinidae	
	Chabertiidae	
	"Ancylostomatidae"	
<b>Clase</b>	"Adenophorea"	
<b>Orden</b>	"Enoplida"	
<b>Superfamilia</b>	"Trichuroidea"	
<b>Familia</b>	"Trichuridae	<i>Trichuris</i>
	Capillariade	<i>Capillaria"</i>





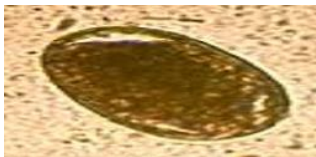
Fuente: "Soulsby, 1993; Levine, 1993; Cordero *et al.*, 1999"

## 2.4. ANATOMIA Y ASPECTOS MORFOLOGICOS

Las características morfológicas y/o biométricas de cada Fila (Nematoda y Plathelminthes) están determinadas por las formas adultas, larvarias y sus huevos respectivamente.

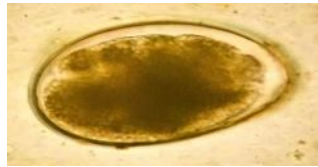
Los huevos de estos géneros *Nematodirus* sp, *Capillaria* sp, *Lamanema chavezii*, *Trichuris* sp y *Moniezia* sp se reconocen fácilmente por su morfología (Cuadro 3). No sucediendo con los huevos tipo *Strongylus*, para ello se requiere de mediciones o coprocultivos donde se obtendrá larvas con características y morfologías individuales (Cuadro 4) y (Figura 1).

Cuadro 3 Aspectos morfológicos de los huevos de helmintos en los rumiantes

GENERO PARASITARIO	IMAGEN	CARACTERISTICAS
<b><i>Capillaria spp.</i></b>		Aspecto es de barril o de limón, la cubierta es gruesa, tiene tapones polares en ambos extremos con menor prominencia que <i>Trichuris</i> . mide 50 – 75 x 23 – 26 $\mu\text{m}$ .
<b><i>Nematodirus spp.</i></b>		Se caracteriza por tener la cubierta delgada, de gran tamaño, su forma es ovoide, sus extremos ligeramente alargados, poseen 8 blastómeros, miden 156 x 768 $\mu\text{m}$ ( <i>N. lamarcae</i> ) y 200 x 90 $\mu\text{m}$ ( <i>N. spatiger</i> ).
<b><i>Bunostomum spp</i></b>		Poseen gran tamaño, blastómeros más oscuros, bien pigmentados, de 4-8 blastómeros, cubierta delgada alargados y circulares. Miden 42 x 96 $\mu\text{m}$ .
<b><i>Oesophagostomum</i></b>		Pequeños y redondeados con cubierta doble, poseen más de 6 blastómeros que ocupan el centro y los bordes del huevo. Miden 75 – 100 x 45 – 60 $\mu\text{m}$ .
<b><i>Haemonchus spp.</i></b>		Se caracteriza por ser pequeño, tener más de 16 blastómeros, pero no llegan a ocupar todo el parásito, existe un espacio libre de blastómeros y son de color amarillento. Miden 65 – 80 x 40 -50 $\mu\text{m}$ .



***Ostertagia spp.***



Son huevos con una membrana delgada, de forma ovalada y 8-16 blastómeros son ligeramente asimétricos. 75 – 90 x 35 – 54  $\mu\text{m}$ .

***Cooperia spp.***



Son pequeños y redondos contiene varios blastómeros que ocupan todo el espacio del huevo. 70 – 85 x 30 – 40  $\mu\text{m}$ .

***Trichostrongylus spp.***



Se caracterizan por ser alargados, su punta termina en forma triangular, mientras que el otro extremo es redondeado. 80 – 100 x 40 – 50  $\mu\text{m}$ .

***Trichuris spp.***



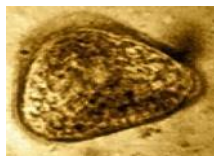
La cubierta es gruesa, su color es amarillo o algo marrón, tiene forma de limón y posee “tapones polares incoloros” en los extremos, miden 70 – 80 x 32 – 42  $\mu\text{m}$ .

***Lamanema spp.***



Es de forma alargada con bordes redondeados, su cubierta es delgada, con 32 blastómeros, miden 176 x 76  $\mu\text{m}$ .

***Moniezia expansa***



De forma triangular, posee capa gruesa, presenta en su interior el “aparato piriforme”, su medida es 55 x 60  $\mu\text{m}$ .

***Moniezia benedeni***



Tiene aspecto cuadrangular o forma cuboide, posee una cubierta gruesa y presenta en su interior el aparato piriforme, mide 50 – 60  $\mu\text{m}$ .

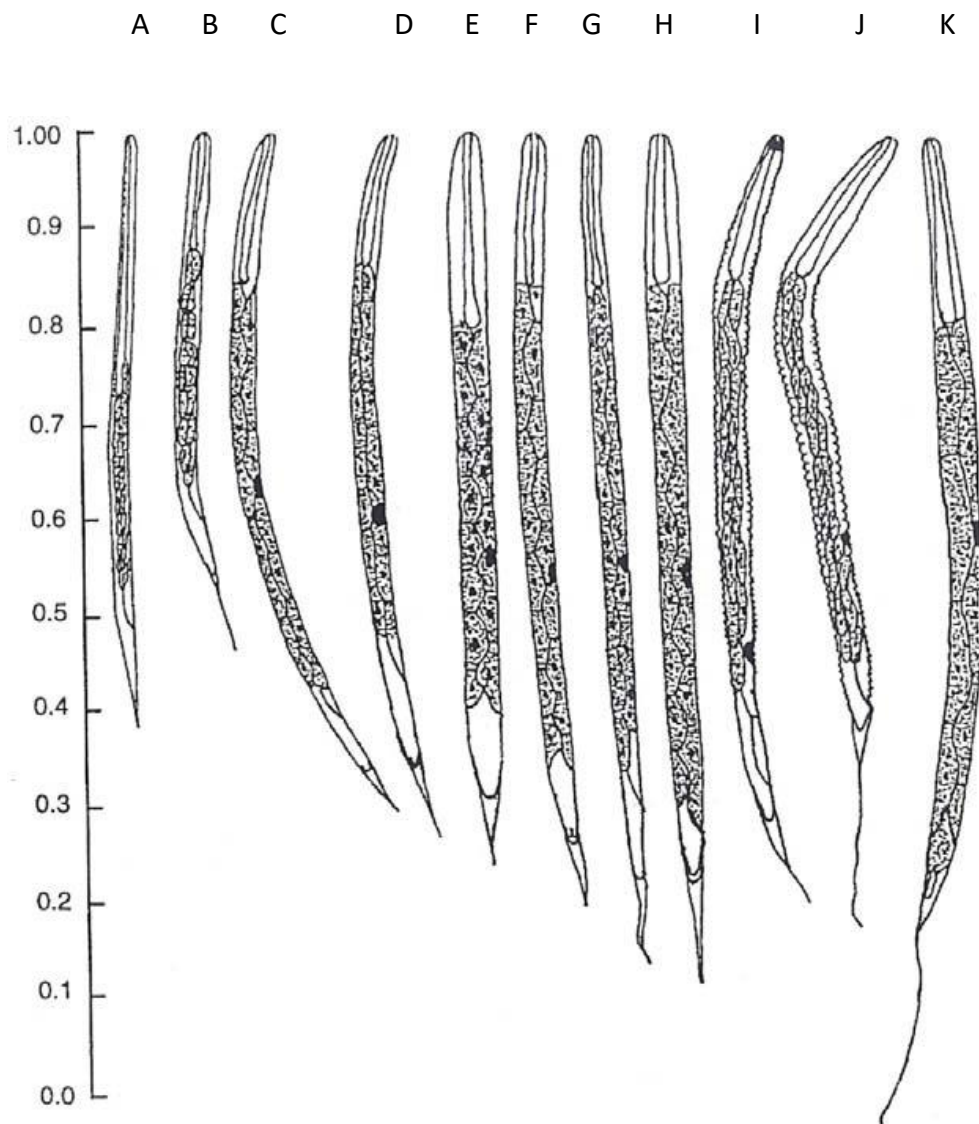
Fuente: Soulsby, 1993; Leguía y Casas, 1999; Rojas, 2004.

Cuadro 4 Aspectos biométricos y morfológicos de las formas infectivas (L<sub>3</sub>) de los nemátodos gastrointestinales en Vicuñas.

Nematodo	Largo total (μm)	longitud total de la cola (μm)	Cola de la cubierta larval (μm)	Células intestinales	Morfología
<i>Bunostomum</i>	514 – 678	133 – 158	85 – 115	16	Larva pequeña, cola de la L3 es redonda y obtusa. Extensión de la cola de la cubierta fina y larga.
<i>Trichostrongylus axei</i>	604 – 762	80 – 110	25 – 40	16	Larva pequeña, la cola de la L3 es redonda. Extensión de la cola de la cubierta es corta, cónica y aguda
<i>Trichostrongylus columbriformis</i>	560 – 784	76 – 105	25 – 38	16	Larva pequeña, cola de la L3 acaba en una o dos abultamientos y la extensión de la cola de la cubierta es corta, recta y conica.
<i>Trichostrongylus vitrinus</i>	622 – 796	70 – 118	21 – 40	16	Larva pequeña. Posee una fisura en forma de “W” en la cola de la L3. La extensión de la cola de la cubierta es recta, corta y cónica.
<i>Ostertagi ostertagi</i>	730 – 920	110 – 164	45 – 75	16	Larva mediana, la cola de la L3 es obtusa y tiene en la parte ventral una pequeña incisión. La extensión de la cola posee una cubierta puntiaguda y alargada
<i>Ostertagia circumcincta</i>	797 – 900	94 – 121	30 -40	16	Larva mediana, su cola de la L3 termina de manera obtusa y redondeada.
<i>Camelostrongylus mentulatus</i>	805 – 910	92 – 130	42 – 55	16	Larva mediana. La cola de la L3 termina en forma roma. La extensión de la cola de la cubierta es corta y puntiaguda.
<i>Graphinema aucheniae</i>	787 – 944	143 – 190	78 – 120	16	Larva mediana. La cola de la L3 termina de manera bifida, y su extensión de la cola es corta
<i>Mazamastrongylus peruvianus</i>	865 – 997	138 – 168	82 – 95	16	Larva mediana, la cola de la L3 termina de manera roma. La extensión de la cola de la cubierta es larga y puntiaguda, su extremo distal posee una desviación.
<i>Cooperia oncophora</i>	804 – 924	124 – 150	62 – 82	16	Larva mediana. La cola de la L3 es redonda y su extensión de la cola de la cubierta termina en forma obtusa y levemente ondulada.
<i>Cooperia curticei</i>	711 – 850	97 – 122	62 – 82	16	Larva mediana. La cola de la L3 es redonda, la extensión de la cola de la cubierta de forma filamentosa y recta.
<i>Lamanema chavezii</i>	685 – 851	102 – 130	30 – 51	16	Larva robusta y mediana. La cola de la L3 tiene terminación roma. La extensión que esta sobre la cubierta de la cola es corta y termina de forma puntiaguda.
<i>Haemonchus contortus</i>	650 – 761	119 – 160	65 – 76	16	Larva mediana. La cola de la L3 es cónica. La extensión de la cola de la cubierta, bruscamente se retuerce, se adelgaza y termina como un filamento.
<i>Oesophagostomum</i>	771 – 923	193 – 235	125 – 160	16 – 24	Larva mediana. La cola de la L3 es roma y la extensión de la cola de la cubierta su terminación es aguda.
<i>Chabertia ovina</i>	710 – 789	175 – 220	110 – 150	24 – 32	Larva mediana. La cola de la L3 es obtusa y de forma roma. La extensión de la cola de la cubierta de forma filamentosa y larga, con la parte inferior muy delgada.
<i>Nematodirus spathiger</i>	992 – 1130	310 – 350	250 – 290	8	Larva Larga. La extensión de la cola de la cubierta es delgada y muy larga.
<i>Nematodirus filicolis</i>	752 – 1018	294 – 410		8	Larva larga. La extensión de la cola de la cubierta de forma filamentosa y muy larga.
<i>Nematodirus lamae</i>	998 – 1123	310 – 390	178 – 263	8	Larva Larga. La cola de la L3 de forma filamentosa y larga.

Fuente: Leguía y Casas, 1999, Rojas, 2004; Fiel *et al.*, 2011.

Figura 1 Larvas infectivas de los rumiantes (Leguía y Casas, 1999)



Larvas de cola corta:

- A. *Trichostrongylus axei*
- B. *Bunostomum phobotomum*
- C. *Ostertagia ostertagi*

Larvas de cola mediana:

- D. *Camelostrongylus mentulatus*
- E. *Lamanema chavezii*
- F. *Mazamastrongylus peruvianus*
- G. *Graphinema aucheniae*
- H. *Haemonchus sp./Cooperia sp.*

Larvas de cola larga:

- H. Chabertia ovina*
- I. Oesophagostomum*
- J. Nematodirus*

## **2.5. CICLO BIOLÓGICO**

### **2.5.1. Nemátodos**

Los ciclos de vida de los nemátodos gastrointestinales que se han estudiado en América del Sur son similares a los que se encuentran en ovejas, cabras y bovinos en otras partes del mundo. Por consiguiente, se presume que estos nematodos se comportarán de la misma manera independientemente de su ubicación geográfica (Ballweber, 2013).

#### **2.5.1.1. Reproducción de Nemátodos**

Los nematodos poseen dimorfismo sexual. Los huevos al ser puestos presentaran un estado de desarrollo que puede ser: ovíparos (de una sola célula o estado de mórula), ovovivíparos (contienen ya el estado de embrión) y vivíparos (a nivel del útero se desarrolla la primera forma larvaria), hay la excepción en *Strongyloides* donde opera la partenogénesis o prescindencia del macho (Rojas, 2004) (Figura 2a, 2b y 2c).

Figura 2 Reproducción en Nemátodos

Figura 2a Reproducción en Ovíparos

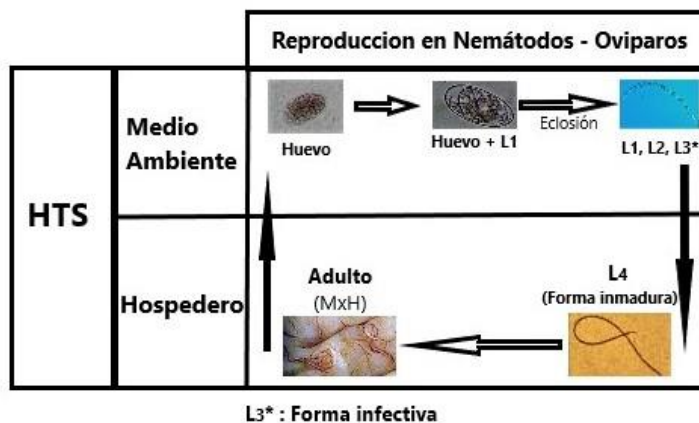


Figura 2b Reproducción en Ovíparos

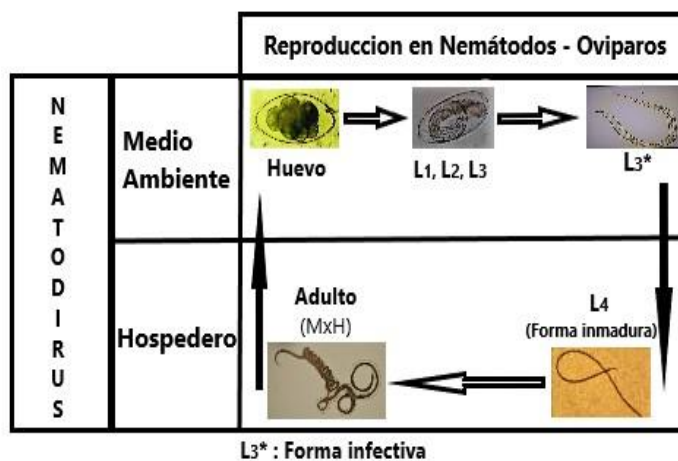
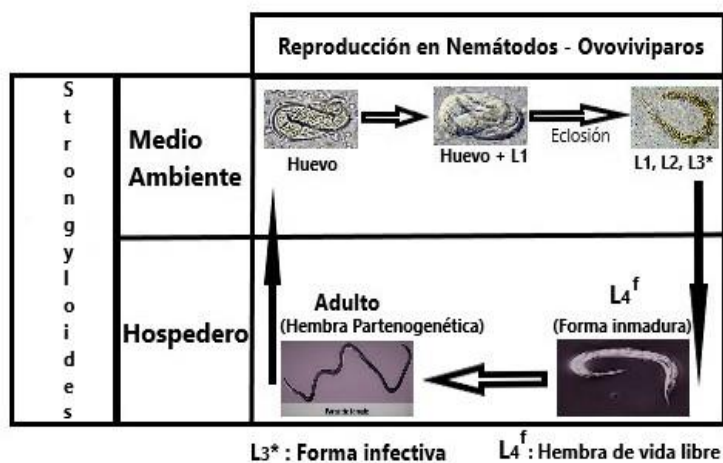


Figura 2c Reproducción en Ovovivíparos



Fuente: Adaptado de Rojas, 2004.

Entre cada estado larvario ocurre una muda (ecdysis) o cambio de cutícula, en los que implica el reemplazo de sus cubiertas cutáneas en cada estadio evolutivo. Mediante acción hormonal y de ciertas enzimas cada fase larvaria va a desprenderse de la cubierta para proseguir con su estadio evolutivo y podrá estar antecedido o no de hipobiosis. El ciclo biológico de los nematodos es directo y por lo tanto el contagio de las formas infectivas (L<sub>3</sub>) será en el campo de pastoreo cuando ocurra la ingestión de las pasturas o del forraje (Rojas, 2004).

#### **2.5.1.2. Ciclo de Vida**

Cuando ocurre la contaminación de los pastos en el momento en que los huevos caen con las heces producidos estos por las formas adultas que se encuentran en el tracto gastrointestinal del hospedador, se dará origen a la fase externa o exógena del ciclo; seguidamente, al ingerir el pasto infestado con las formas larvarias (L<sub>3</sub>), se desarrolla la fase interna o endógena (Leguía, 1991b) (Figura 3).

##### **A. Fase externa o exógena:**

Los factores medioambientales actúan de manera importante para el desarrollo de las formas de vida libre de cada especie parasitaria. Las lluvias juegan un rol muy importante e interesante en el desplazamiento de las larvas desde los estercoleros hacia las hojas de las pasturas (Quiroz, 2005).

La salida de huevos en estado blastomerizado con las heces, producidos estos por las formas adultas, serán la forma de infección o de contagio en la zona de pastoreo (Rojas, 1990).

Los huevos "Tipo strongylus" comprenden la mayoría de los géneros y dentro de ellos se desarrolla el primer estadio larvario (L<sub>1</sub>), para el siguiente estadio larvario (L<sub>2</sub>) deberá abandonar el huevo previamente y así finalmente mudará para alcanzar la forma infectiva (L<sub>3</sub>). Este estadio, debido a la retención de la cubierta larval del segundo estadio (L<sub>2</sub>), es la que dispone de una mayor capacidad para sobrevivir en el ambiente y esto le permite en algunos géneros varios meses de sobrevivencia e incluso sobrevivir al invierno (época seca) (Rojas, 2004).

Los géneros *Lamanema* y *Nematodirus* desarrollan las larvas desde su primer estadio hasta la forma infectiva (L<sub>3</sub>) dentro del huevo, la eclosión de estos se dará por estímulos térmicos y mecánicos, ocasionando que la larva infectiva se desplace hacia

las pasturas para llegar al hospedero, según lo señalado por Guerrero y Alva, 1986. Estos géneros tienen una gran capacidad de sobrevivencia ambiental debido a la forma de desarrollo dentro del huevo (Rojas, 2004).

En el caso de los géneros *Trichuris* y *Capillaria*, los huevos larvados son las formas infectantes, debido a la evolución de las larvas dentro de estos (Rojas, 1990).

## **B. Fase interna o Endógena**

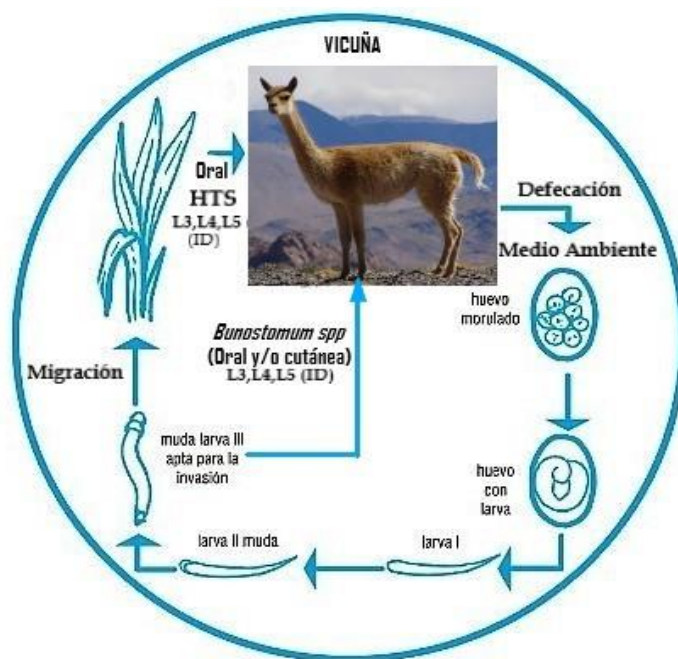
Inicia con la ingestión del pasto contaminado que contiene larvas infectivas, estas según la especie, ingresarán a las glándulas de la mucosa gástrica sino se dirigirán hacia la luz del intestino delgado o del intestino grueso y penetrarán la mucosa, donde van a mudar a L<sub>4</sub> para luego salir a la luz intestinal y alcanzar el último estadio o forma adulta, seguidamente fecundar y las hembras producirán huevos que serán eliminados con las heces (Leguía y Casas 1999; Rojas 2004).

Una de las excepciones en la vía de ingreso es el género *Bunostomum*, que lo hace a través de la piel (vía cutánea) o mediante la mucosa oral, para acceder al torrente sanguíneo y migrar a través del parénquima pulmonar hacia los bronquios y tráquea, dirigirse hacia el esófago y luego por deglución llegar al intestino delgado donde alcanza el estadio adulto (Rojas, 2004).

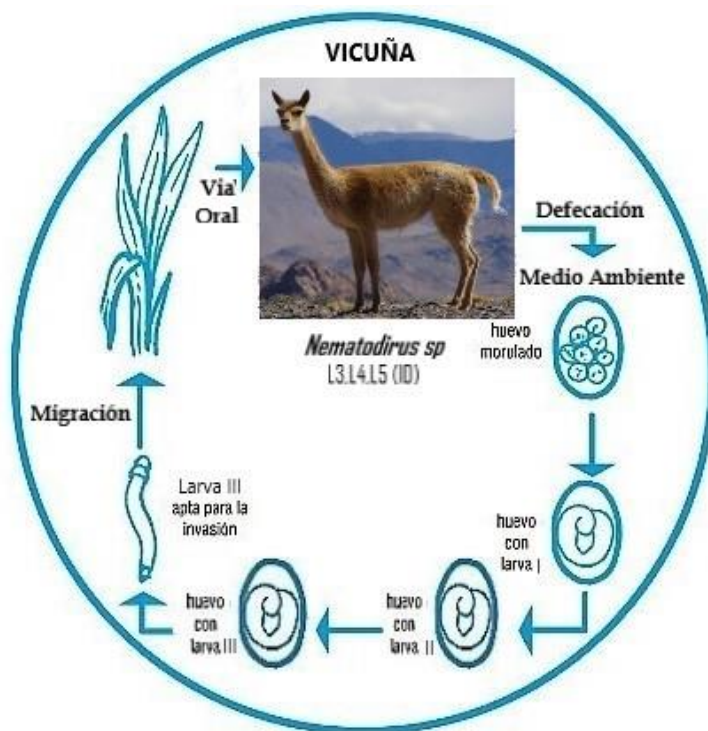
En el caso de *Lamanema*, ocurre el ciclo enterohepático, se inicia cuando la L<sub>3</sub> irrumpe en la mucosa intestinal, para acceder al torrente portal, migra hacia el parénquima hepático en donde muda a L<sub>4</sub>, luego retornará vía colédoco a la luz del intestino delgado, para completar su fase adulta (Guerrero *et al.*, 1973b).

Los huevos del género *Trichuris*, al ser ingeridos, en el tránsito del intestino delgado llegan a eclosionar y la L<sub>3</sub> irrumpe la mucosa del intestino delgado para mudar a cuarto estadio (L<sub>4</sub>), seguidamente retorna al lumen del intestino delgado para ubicarse luego en el intestino grueso y completar el estadio adulto (Rojas, 2004).

Figura 3 Ciclos de vida de los nematodos gastrointestinales de los Camélidos Sudamericanos

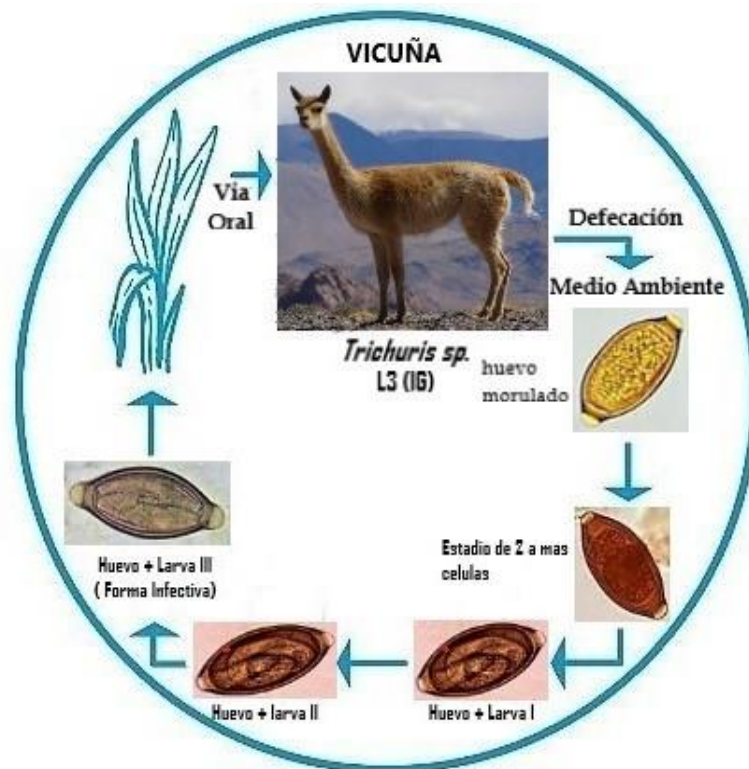


**Huevos tipo Strongylus**



***Nematodirus spp.***





***Trichuris* spp.**

Fuente: adaptado de Rojas, 2004.

Cuadro 5 “Periodo Pre – patente y tiempo de evolución de los huevos a larva infectiva de los principales nemátodos en Camélidos Sudamericanos”

Género o Especie	Periodo Pre - patente (días)	Periodo de evolución de huevo a larva infectiva (días)
<i>Graphinema</i>	36	
<i>Ostertagia</i>	23	
<i>Trichostrongylus</i>	17 a 30	8
<i>Cooperia</i>	17	
<i>Oesophagostomum</i>	28	
<i>“Nematodirus lamae”</i>	28 a 30	14 a 28
<i>“Nematodirus spathiger”</i>		
<i>“Lamanema chavezii”</i>	30 - 32	30

Fuente: “Guerrero y Alva, 1986; Leguía, 1991”.

### 2.5.2. Céstodos

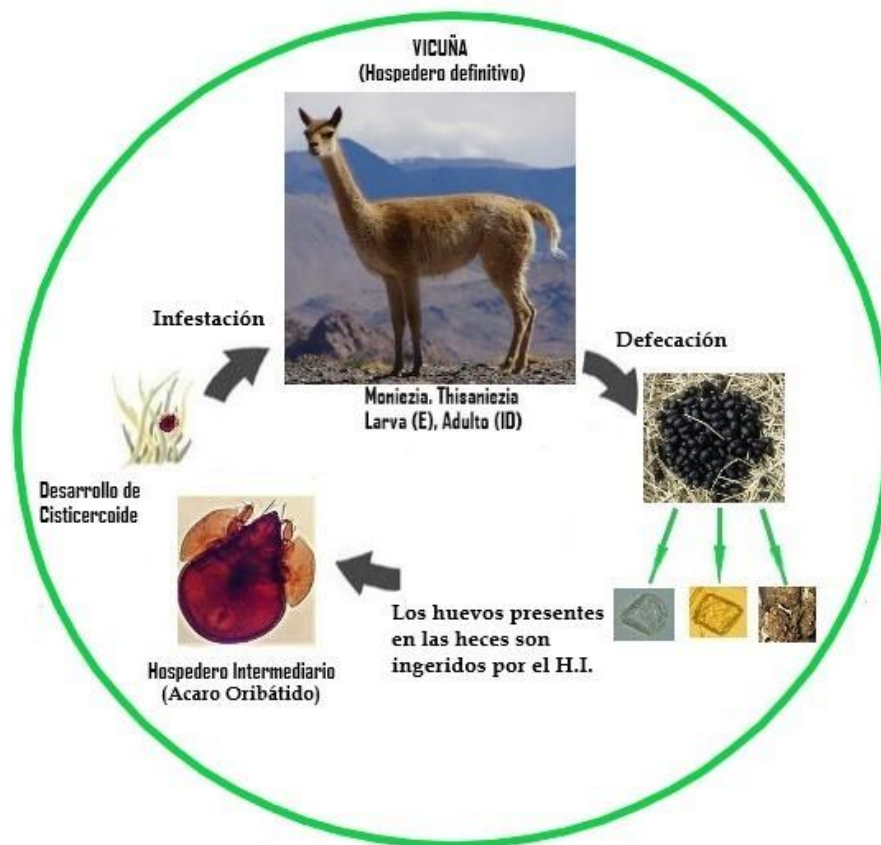
El ciclo biológico es indirecto por lo que necesita de un hospedador intermediario (reproducción asexual) y uno definitivo (reproducción sexual) (Figura 4).

Las formas adultas de las tenias al adherirse a las paredes del intestino delgado de los Camélidos Sudamericanos inician la eliminación de los huevos o de proglótidos grávidos que saldrán junto con las heces. Cuando se encuentren en los pastos, los proglotidos van a desintegrarse y liberaran los huevos, estos serán consumidos por el hospedero intermediario (artrópodos coprófagos) que viven por los estercoleros y estos se desplazan al pastizal adyacente (Rojas, 2004). Estos ácaros ingieren los huevos que eclosionan en su interior, en el celoma, donde desarrolla la forma larvaria o *Cysticercoides* (forma infectiva). El Camélido Sudamericano al ingerir los pastizales contaminados de estos artrópodos, liberan a nivel del estómago la larva, luego se fijará mediante su escólex (porción cefálica) a la mucosa intestinal y luego de 6–7 semanas de la ingestión del HI, alcanzará el estadio adulto (Fernández, 1991; Ramírez y Franco, 1998; Rojas, 2004; Junquera, 2014).

El hospedador secundario o intermediario para todos los cestodos encontrados en el intestino de los rumiantes es el ácaro que se encuentra en la pastura (Bowman, 2011).

El periodo luego de la ingestión de la forma larvaria hasta la eliminación de los huevos es de 40 días, algunos autores sugieren que no son de significancia clínica, aunque en un gran número pueden causar intususcepciones que se detectan en la necropsia (Duncanson, 2012).

Figura 4 Ciclo de vida de Cestodosis en Vicuñas



Fuente: adaptado de Rojas, 2004

## **2.6. EPIDEMIOLOGIA**

La presencia de numerosas parasitosis tanto interna como externa que afectan a los Camélidos Sudamericanos son reconocidos como un problema sanitario, por ello es primordial comprender la interrelación entre los hospederos, el medio ambiente y el parásito para entender la epidemiología de la enfermedad. Las enfermedades parasitarias de los Camélidos Sudamericanos tienen una importancia semejante al de otros rumiantes domésticos (Leguía, 1991a, b).

### **2.6.1. Nemátodos**

#### **2.6.1.1. Factores del parásito**

Hay determinados factores inherentes al parásito que favorecen la transmisión o la infestación por parte de los rumiantes (Bustinza, 2000):

1. La capacidad prolfica de algunas especies, permiten una mayor infestación del ambiente, así como del hospedero por parte de ellas, por ej.: *Haemonchus* tiene mayor capacidad biótica respecto a *Trichostrongylus* y *Ostertagia* (Cuadro 6).

2. Dentro del ciclo de vida, el periodo prepatente permite la presencia de una nueva generación, cuanto más corto sea esta, mayor será la cantidad de formas parasitarias en el año (Cuadro 5).

3. La forma de ingreso de los estadios infectivos (L<sub>3</sub>) hacia el hospedero.

4. La permanencia y resistencia de los estados larvarios en los pastizales. Sobre la duración que estos puedan tener, hay diferencias, las larvas infectivas de *Nematodirus* y *Lamanema* pueden permanecer hasta por dos años, en cambio los géneros *Ostertagia* y *Trichostrongylus* pueden sobrevivir al menos por un año. Como también, ciertos nematodos, tienen huevos que pueden subsistir por seis meses y muchos años más (Smith, 1996). La resistencia de *Cooperia* y *Haemonchus* a climas fríos y calurosos le permiten mayor permanencia a diferencia de *Ostertagia* y *Trichostrongylus* que solo toleran los climas frío (Johnstone, 1971; Barriga, 2002).

#### **2.6.1.1.1. Hipobiosis**

Existe un estado o fenómeno o comportamiento de las formas larvianas infectivas, que es el estado hipobiótico, arresto larvario o comúnmente llamado hipobiosis, que

es un estado metabólico reducido, sin compromiso patológico y que sirve como mecanismo de defensa antes las condiciones adversas (Rojas, 2004).

Cuando existe un ambiente desfavorable, es decir, cuando las condiciones climáticas de precipitación pluvial, temperatura, humedad, etc. Y que estas amenacen la supervivencia no solo de las formas larvarias presentes sino de la progenie, es cuando los nematodos adoptan este comportamiento hipobiótico hasta que las condiciones medioambientales sean las óptimas (Guerrero y Alva, 1986).

Hay algunos géneros parasitarios que poseen esta inhibición del desarrollo larvario, entre ellos: *Ostertagia*, *Cooperia*, *Haemonchus*, *Trichostrongylus*, *Nematodirus* y *Dictyocaulus*, fenómeno que se da antes del de la época seca y que desaparece a inicios de la época lluviosa (Leguía, 1991; Quiroz, 2005).

La importancia epidemiológica de la hipobiosis radica en que promueve una presencia masiva en el pasto de L<sub>3</sub> infectantes en momentos en los que hay gran disponibilidad de hospedadores susceptibles, asegurando la supervivencia del parásito en situaciones adversas para el mismo y en que, tras la activación masiva de un elevado número de larvas quiescentes, desencadena patologías graves en los hospedadores (Urquhart *et al.*, 1996). El hecho de que la hipobiosis sea un fenómeno frecuente en distintas especies de nematodos gastrointestinales podría sugerir que sea una estrategia de supervivencia efectiva más que un mecanismo defensivo del hospedador (Balic *et al.*, 2000b).

Cuadro 6 Producción diaria de huevos de los principales nematodos

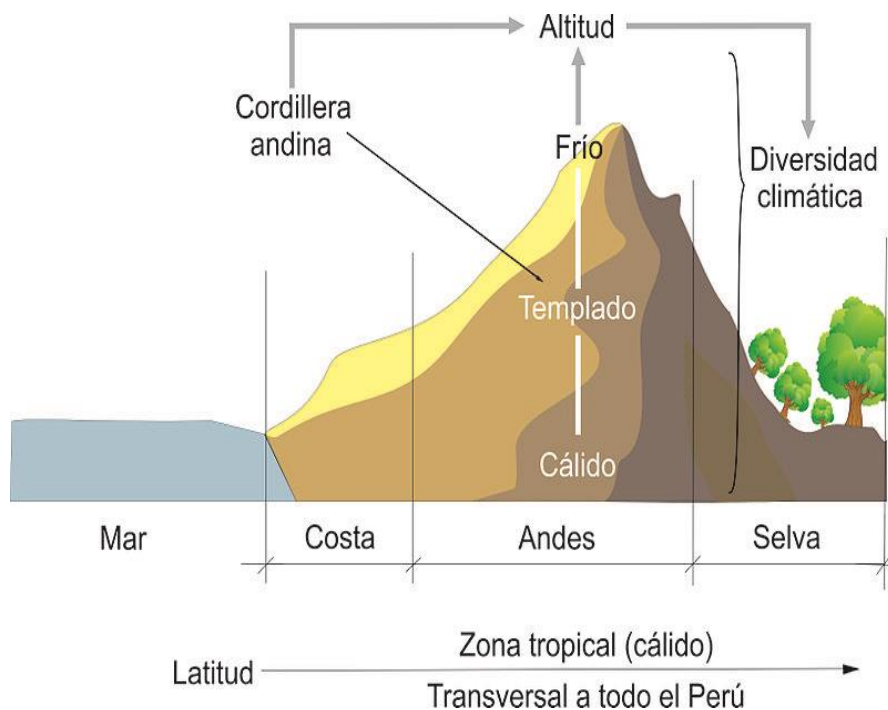
Género	Número de huevos / Día
Haemonchus sp.	5000 - 15000
Oesophagostomum	5000 - 10000
Trichuris sp.	2000 - 3000
Cooperia sp.	1000 - 3000
Ostertagia/Trichostrongylus	100 - 200
Nematodirus lamae	50 - 100
Lamanema chavezii	<10

Fuente: "Leguía y Bendezu, 1974; Hansen y Perry, 1994; Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Barriga, 2002".

### 2.6.1.2. Factores del medio ambiente

El hablar de medio ambiente en nuestro país, es tener en cuenta la diversidad de climas y microclimas que van desde la Costa, árida y cálida, pasando por los valles interandinos de tipo frígido, templado y tal vez polar, hasta la calurosa y lluviosa Selva (Cuadro 7). La presentación de diversas nematodiasis, es influenciado por factores naturales que intervienen de forma directa o indirecta en la supervivencia o desaparición de las formas de vida libre o parasitarias. La Cordillera de los Andes presenta diversos climas, así también altitudes, lo que, a su vez, la presencia de diversos agentes parasitarios. Por lo que, habría que considerar la presencia de la altitud para entender las condiciones climáticas de los diversos pisos altitudinales (Rojas, 2004) (Figura 5).

Figura 5 Diversificación del clima en el Perú debido a la altitud de la Cordillera Andina.



Fuente: Clima del Perú, 2018.

Cuadro 7 Valores Climatográficos de acuerdo a la Altitud y Subregión en el Perú

Región	Subregión	Altitud (m.s.n.m.)	Clima	Temp. Promedio	Precip. Promedio
Costa	Norte	0 - 1000	Semitropical	24°C	200 mm
	Centro - Sur	0 - 1000	Subtropical	18°C	150 mm
Andes	Yunga - Quechua	1000 - 2300	Lluvioso subtropical	22°C	500 mm
	Quechua - Suni	2300 - 4100	Templado - seco	12°C	700 mm
	Suni - Puna	4100 - 5500	Frígido	7°C	700 mm
	Janca	5500 - 6780	Gélido	0°C	-----
Selva	Baja u "Omagua"	80 - 600	Cálido, húmedo y lluvioso	24°C	2000 mm
	Alta o "Rupa Rupa"	800 - 1000	Subtropical muy húmedo	22°C	5000 mm

Fuente: Clima del Perú, 2018

Según, Levine (1980) es de suma importancia conocer y considerar las variaciones de las condiciones climáticas (precipitación pluvial, temperatura, humedad, tipo de suelo, estructura de los suelos, características de los pastizales, etc.), para comprender el comportamiento de las larvas o formas de vida libre.

#### 2.6.1.2.1. Humedad

La humedad ambiental, es un factor importante y su presencia es determinada por la época del año. Cuando la humedad relativa oscila entre los 70 y 100% hay la capacidad de ciertos géneros para desarrollar en cantidad pequeña, pero de manera general, el desarrollo de la forma infectiva (L<sub>3</sub>) requiere de un 96% de humedad relativa (Barriga, 2002).

#### 2.6.1.2.2. Precipitación Pluvial

La presencia de cantidades mínimas de lluvia, alrededor de los 50 mm, son suficientes para que aumente el número de larvas, sobre todo las L<sub>3</sub>, debido a que

disuelven las heces o las excretas y luego favorecen el arrastre, la traslación o la migración de estas hacia los pastos (Fiel *et al.*, 2000).

### 2.6.1.2.3. Temperatura

Es un factor importante para la presencia, sobrevivencia, desaparición o inhibición de las larvas. Los parásitos en su mayoría viven en un rango óptimo de temperatura, si esta se ve alterada ya sea con aumento o disminución, algunas simplemente mueren o se inhibirán, en todo caso, reiniciarán su desarrollo evolutivo cuando las condiciones de temperatura sean las adecuadas (Barriga, 2002).

Teniendo en cuenta la precipitación pluvial mínima y la temperatura promedio, favorecerá la presencia de los diversos géneros parasitarios. Los primeros tres grupos, requieren de al menos 50 mm de precipitación pluvial para desarrollo y sobrevivencia, las temperaturas variaran según cada grupo:

1. Los géneros *Bunostomum*, *Oesophagostomum* y *Haemonchus* requieren un rango de temperatura de 15° a 37°C (Chávez y Guerrero, 1965 y 1967).
2. Los géneros de *Ostertagia* sp., *Cooperia* sp., *Mazamastrongylus peruviana* y *Graphinema aucheniae* tienen un rango óptimo de temperatura promedio mensual es de 6° a 20°C (Chávez y Guerrero, 1967; Rojas, 2004).
3. El *Trichostrongylus axei* se desarrolla y sobrevive en un rango de temperatura de 6 a 37°C.
4. Debido al desarrollo que se da dentro de los huevos en las especies *Nematodirus* y *Lamanema*, estos poseen una alta resistencia a las condiciones climáticas adversas, tanto en sequedad y con temperaturas menores a los 6°C.

Las condiciones favorables que permiten un óptimo desarrollo, supervivencia y la propagación de las formas infectivas (L<sub>3</sub>) en las épocas de lluvias, nos permite observar sobre todo por los huevos tipo Strongylus un alto grado de infección y contaminación de las pasturas. A diferencia de los géneros *Lamanema* y *Nematodirus*, bajo condiciones de sequedad y lluvias, tienden a persistir las infecciones debido al desarrollo de las formas larvarias dentro de los huevos, lo que les permite un alto grado de sobrevivencia (Leguía, 1991).



### **2.6.1.3. Factores del hospedero**

#### **2.6.1.3.1. Edad**

Cuando los Camelidos Sudamericanos tienen una edad menor a los dos años, resultan susceptibles a la infestación por parásitos. Debido a su baja respuesta inmune, resultan propensos de presentar cuadros clínicos, incluso aumentar la infestación de los pastizales o desarrollar tolerancia inmunológica (Leguía y Casas, 1999). Si resulta un animal adulto, presentarían una menor carga parasitaria y estas formas serían a su vez más pequeñas y menos fecundas respecto a los animales más jóvenes (Dunn, 1983).

#### **2.6.1.3.2. Destete**

Coincidentemente el destete ocurre en la época de sequía, momento en que los pastos son deficientes en calidad y cantidad, lo que da origen a un estrés nutricional; además, favorece el aumento de la carga parasitaria, por la disminución de la resistencia de las crías y favorecería la presentación de cuadros clínicos severos (Leguía, 1991; Leguía y Casas, 1999).

#### **2.6.1.3.3. Inmunidad**

El sistema inmunitario combate con éxito a un helminto invasor, cuando utiliza células que destruyen la cutícula intacta o al atacarlo en puntos débiles de su superficie, como el aparato digestivo (Tizard, 2009).

Mediante estas acciones intenta acortar la vida de las formas adultas o larvas dentro del hospedero y evitar las reinfecciones. Debido al tamaño de los nematodos, sean larvas o adultos, se complica el accionar directo de las células fagocitarias o de los distintos anticuerpos, por lo tanto, la destrucción de estos se da a través de las secreciones que los recubren.

Por ello, los mecanismos de la inmunidad contra los helmintos son muy diferentes de los que actúan contra otros patógenos (Tizard, 2009).

La rapidez y la fuerza de la respuesta inmune al parecer dependerá del número de helmintos presentes en el hospedero. Se puede observar que esta respuesta inmune actúa rápidamente ante el género *Nematodirus*, se torna lenta ante los géneros *Ostertagia* y en el caso de *Haemonchus* sp. y *Trichostrongylus* no se producirá hasta

que el hospedero haya alcanzado la pubertad. En las infestaciones primarias debida a *Haemonchus* no suele dejar una respuesta de memoria inmunológica, en cambio con los géneros *Nematodirus* y *Ostertagia* ante las reinfestaciones llegan a provocar una respuesta secundaria típica (Neutra *et al.*, 1996; Quiroz, 2005).

#### **2.6.1.3.4. Nutrición**

La disponibilidad, tanto de la calidad y cantidad de pasturas afectara directamente al animal, si mayor son los tenores de proteínas, grasas, carbohidratos, vitaminas y minerales, mayor será la resistencia antes las infecciones parasitarias; así también afecta el crecimiento y desarrollo del hospedero (Dunn, 1983). En cambio, si la calidad es baja o pobre, la actividad parasitaria se incrementará y afectará de manera considerable la respuesta inmune, la digestión, la absorción de proteínas, entre otras de forma negativa (Guerrero y Leguía, 1987).

#### **2.6.1.3.5. Sexo y reflejo inmunoperiparto**

Según el sexo, el nivel de hormonas, considera que las hembras tienen menor cantidad de parásitos que los machos (Dunn, 1983). Pero cuando se da la gestación, las hembras son muy susceptibles a las infecciones parasitarias, así como durante el empadre, el parto y la lactación, llevan a un estrés fisiológico en los Camelidos sudamericanos lo que origina una baja o perdida de la inmunidad de manera temporal dos semanas antes del parto y cuatro semanas después de estas, también llamado “Relajamiento inmunoperiparto” (RIPP) y se aprecia el incremento de la postura de los huevos por las hembras, las larvas hipobióticas completan su desarrollo y la carga parasitaria va en aumento (Rojas, 1990). Ocasionando una mayor susceptibilidad a las reinfestaciones, debido a que las pasturas o áreas de pastoreo se contaminan enormemente, según Gorman en 1989. En las helmintiasis, la presencia del RIPP resulta un factor principal en la presentación de estas, se encuentra relacionado a los cambios endocrinos debido a un grupo de hormonas, entre ellas: la prolactina porque inicia y mantiene la lactación, la progesterona, el 17 beta estradiol y corticosteroide (Leguía y Casas, 1999; Rojas, 2004).

#### **2.6.1.3.6. Hábitos**

Los Camelidos Sudamericanos son animales que escogen de forma cuidadosa su alimento, a diferencia de otros rumiantes como los bovinos u ovinos, que no son selectivos y se alimentan o defecan en cualquier área donde pastorean, ocasionando un mayor grado de contaminación ambiental. Los CSA prefieren los pastos nativos o naturales de tipo bofedal, pero estos ofrecen condiciones adecuadas para el desarrollo de los huevos o formas larvarias propiciando así una infestación durante la alimentación. Por otro lado, tienen lugares llamados estercoleros o defecadores que mantienen un microclima para los huevos y supervivencia, pero limitando la contaminación de las áreas de pasturas. Estas costumbres, hace que la contaminación ambiental o infestación de estos animales sea relativamente menor, salvo que exista una alta concentración de Camelidos o exista algún tipo de crianza mixta, es decir con otra especie lo que favorecerían las altas infestaciones (Bustinza, 2000).

#### **2.6.2. Cestodos**

##### **2.6.2.1. Factores del parásito**

El alto potencial de prolificidad de los cestodos, sobretodo en rumiantes, es lo que provoca la gran contaminación de las pasturas. Determinada, no solo por la gran población, sino por el tiempo de sobrevivencia de los artrópodos u hospederos intermediarios (HI) y la supervivencia de la forma infectiva o cisticercoide al interior de ellos (Leguía, 1991). Estos HI a pesar de tener poca capacidad de desplazamiento, tienen la capacidad infectante de las pasturas durante 10 a 12 meses (Quiroz, 2005).

##### **2.6.2.2. Factores del medio ambiente**

El clima no solo afecta a los céstodos, sino también a los ácaros oribátidos, porque favorece la presencia de suelos con buena humedad y abundante vegetación, así como la disponibilidad de humus para la supervivencia de estos (Quiroz, 2005).

Los ambientes calurosos, afecta de manera positiva tanto al cestodo como al hospedero intermediario (Rojas, 1990). Los factores bioclimáticos afectan el comportamiento de los hospederos intermediarios, ya que estos se encuentran a una determinada profundidad en los suelos, por lo que se manifiestan en horas muy tempranas y al atardecer, pero también tienen un desplazamiento de manera

horizontal. Estas variaciones, va a permitir distintos planes estratégicos de control de las cestodosis (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

### **2.6.2.3. Factores del hospedero**

La infección por cestodos es más común en animales menores al año de edad, sobre todo entre los primeros 4 meses de edad y luego del destete. Seguidamente, su capacidad de respuesta inmune será mejor, lo que limitará a una carga de 1 a 2 tenias quizás por animal, por lo que seguirá siendo una fuente constante de infección o contaminación medioambiental (Fernández, 1991).

Las especies de *Moniezia* afectan fundamentalmente a los animales tiernos, que en el caso de los ovinos peruanos hay coincidencia con el verano. En los meses posteriores la carga parasitaria desciende y prácticamente no reaparecen en animales de mayor edad, evidenciando el estado de resistencia etaria (Rojas, 2004).

## **2.7. PREVALENCIA Y ESTUDIOS EN VICUÑAS**

En el caso de las vicuñas, como en otras especies, hay ocasiones donde existe un equilibrio dinámico entre el hospedero y el parásito. Pueden ocurrir manifestaciones subclínicas de las parasitosis gastrointestinales, no hay manifestación o visualización de la enfermedad, pero si cierto grado de debilidad del animal, lo que podría originar que otros agentes infecciosos puedan afectar al organismo. Los estudios recientes sobre Helmintiasis en vicuñas, reportan prevalencias de 80.83% en el anexo Mamuta, Provincia y Distrito de Tarata, Tacna, a unos 4380 msnm; siendo *Trichuris sp.* con 81.44% y *Capillaria sp.* con 11.34% los géneros con mayor y menor prevalencia, respectivamente (Quispe, 2011). Así como, 89.29% la prevalencia de helmintiasis en estercoleros en la Reserva Nacional “Pampa Galeras Barbara D’Achille” (Torres, 2016).

## **2.8. FISIOPATOLOGIA Y SIGNOS CLINICOS**

### **2.8.1. Nemátodos**

Los nemátodos gastrointestinales son de gran importancia en los sistemas de producción de los Camélidos sudamericanos, así como en otras especies, debido a los daños o efectos negativos en la calidad de la fibra, sobre la ganancia de peso,

disminución de los parámetros reproductivos o en los programas de selección genética (García *et al.*, 2005).

Los daños ocasionados por la penetración, migración o hábitos alimenticios de los agentes patógenos se ven reflejados en las alteraciones fisiopatológicas ocurridas en el hospedero (Guerrero y Alva, 1986; Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

#### **2.8.1.1. Anemia**

Esta es debida a la disminución de los componentes hemáticos, de forma cuantitativa y cualitativa, sobretodo en infecciones por los géneros *Haemonchus* y *Bunostomum*, al inicio un cuadro agudo causaría anemia de tipo normocítica y normocrómica, pero en cuadros crónicos, donde las fuentes de hierro se ven deficientes, la anemia tiene una presentación microcítica e hipocrómica (Allonby y Dargie, 1973).

#### **2.8.1.2. Alteración de la digestión**

Las alteraciones funcionales y estructurales de la mucosa gástrica, debido a la acción de los parásitos del abomaso, sobretodo *Camelostrongylus*, *Graphinema*, *Mazamastrongylus* y *Ostertagia*, comprenderá caída de la síntesis y secreción de Ácido clorhídrico, disminución de la síntesis de Pepsina, aumento del número de bacterias anaeróbicas, Pepsinógeno y gastrina estarán por encima de sus niveles en plasma, con hipertrofia de la mucosa abomasal y a nivel de la base fúndica, disminución de las células parietales (Anderson *et al.*, 1981).

En Ostertagiosis se aprecia hipertrofia del abomaso, debido al aumento de gastrina y ello estimularía el crecimiento fúndico (Holmes y Coop, 1994).

Otros signos importantes, se darán procesos diarreicos por aumento de enterobacterias gram negativas, disminución de la digestión, así como de la absorción intestinal que originará la escasez de importantes nutrientes en el organismo en la producción (Rojas, 1990).

Como consecuencia de lo anterior, también se presentará:

1. Reducción del área de absorción de nutrientes por el daño sobre las vellosidades y microvellosidades intestinales. Con presencia de un exudado en la mucosa intestinal, limitando la absorción normal.

2. Hiperplasia de los enterocitos con pérdida de proteínas plasmáticas hacia la luz intestinal.
3. Disminución del potasio y cloro, con aumento del sodio.
4. Aumento de la población de enterobacterias a nivel del duodeno.
5. Hipermotilidad intestinal.
6. Afecta el crecimiento óseo, debido a la mala absorción del calcio y fósforo. Produciendo osteomalacia y osteoporosis.

#### **2.8.1.3. Apetito disminuido (Hiporexia)**

La pérdida del apetito o disminución del consumo de los alimentos es una característica común en las infecciones parasitarias (Symons, 1989). El nivel de la pérdida de apetito es muy variable y está relacionada a las especies de helmintos involucrados, con el grado de infección, la frecuencia y prolongación de la infestación, con la respuesta inmune de los huéspedes, así como de la composición de la dieta (Holmes y Coop, 1994).

#### **2.8.1.4. Alteración del metabolismo proteico:**

En asociación con la disminución del consumo o pérdida del apetito, es uno de los factores más importantes en la performance de los hospederos debido a la parasitosis gastrointestinal. La disminución de los niveles de plasma sanguíneo, los glóbulos rojos, la pérdida de células epiteliales y presencia de mucus, representan la hipoproteinemia. De cierta manera, la compensación de esta pérdida proteínica se da en los segmentos más distantes del tubo digestivo, a nivel intestinal (Suarez *et al.*, 2007).

En el caso de la ostertagiasis, el aumento de la secreción de mucus por el aumento del número de células globosas en el lugar de la infección, hace que sea una fuente de proteína no estimable, aunque también puede darse en infecciones por trichostrongylosis intestinales (Holmes 1985).

#### **2.8.1.5. Alteración del metabolismo energético:**

La reducción del consumo de alimento en casos de animales parasitados evidencia un aporte deficiente de energía, con reducción en la digestibilidad de los pastos y que

de manera temporal promueve la movilización del tejido adiposo como reserva energética en un inicio. En procesos crónicos, los requerimientos energéticos se ven aumentados, aportando solo los nutrientes para el mantenimiento de los tejidos responsables de la producción de proteínas (hígado, médula ósea, etc.), provocando un aporte deficiente a tejidos como los músculos, la piel, las glándulas mamarias, que son parte del proceso productivo (Aguirre y Cafrune, 2007).

#### **2.8.1.6. Alteración del metabolismo mineral:**

En procesos endoparasitarios puede darse importantes variaciones del metabolismo mineral, con efecto negativo en la absorción de calcio y fosforo, la pérdida de calcio y fosforo endógeno, la disminución del fosforo en plasma y la alteración de la conformación ósea (Sykes y Coop, 1979; Bown *et al.*, 1984).

La hipocalcemia es afectada por la pérdida proteica (hipoalbuminemia) debido a que el calcio plasmático (40%) se transporta de manera conjunta con la albumina. La disminución en la concentración de proteínas alterará la capacidad de absorción intestinal, así como la absorción del fosforo se verá alterado (Wilson y Field, 1983).

#### **2.8.2. Cestodos**

La infección causada por cestodos es en forma general de curso subclínico (Rojas, 1990). El cuadro clínico es más evidente en animales jóvenes con diarrea intestinal crónica, anemia, palidez de mucosas y piel, retraso en el crecimiento, caquexia progresiva, pérdida y opacidad de la fibra; no obstante, en los adultos pasan desapercibidas estas manifestaciones (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

Cuando la carga parasitaria es alta, los animales llegan a presentar cólicos y diarrea alternada con estreñimiento. Las anemias, causadas por la afinidad de los cestodos a la vitamina B<sub>12</sub> (Cianocobalamina). Aunque de forma rara se presenta una acción piógena, por la obstrucción intestinal y de conductos biliares debido a la acción irritante y mecánica, así como de diversas enteritis (Leguía, 1991; Soulsby, 1993).

## 2.9. PATOLOGIA

### 2.9.1. Nematodos

En las parasitosis gastrointestinales se presentan signos clínicos como pérdida de peso, falta de apetito, condición corporal pobre y de manera frecuente diarrea.

A nivel del abomaso, las formas larvarias de *Ostertagia* sp., *Camelostrongylus mentulatus*, *Graphinema aucheniae*, *Mazamastrongylus peruvianus* y en menor grado *Trichostrongylus axei*, sobre todo cuando la L<sub>4</sub> emerge y ocasiona las alteraciones estructurales como inflamación, erosión, congestión o pérdida del epitelio glandular abomasal, sumado a ello los cambios como hiperplasia epitelial o el reemplazo del epitelio celular normal por uno indiferenciado, con la consiguiente elevación del Ph, aumento de la permeabilidad capilar, aumento del pepsinógeno sérico, hipersecreción de mucus, etc. En el caso del género *Haemonchus*, se observa áreas de petequias además de lo mencionado, debido a los hábitos hematófagos sobretodo de esta especie (Threlkeld y Johnson, 1948; Ross *et al.*, 1970; Coop *et al.*, 1988; Soulsby, 1993).

Las especies intestinales, el mayor daño ocasionado se por las formas adultas con acción exfoliatriz e irritación e inflamación del tercio anterior de la mucosa intestinal, donde residen mayormente. Es el caso de *Cooperia*, *Trichostrongylus* y *Nematodirus*, se aprecia una enteritis mucosa, catarral o hasta sanguinolenta, hasta engrosamiento de la mucosa con presencia de exudado mucoso. De acuerdo a la especie y el grado de infestación los cambios estructurales y fisiológicos variaran (Dunn, 1983; Leguía y Casas, 1999).

Las ulceraciones de la mucosa intestinal, con o sin mucosidad o nodulaciones, se presenta para los géneros *Bunostomum*, *Chabertia* spp, *Trichuris* y *Oesophagostomum*, debido a que se adhieren fuertemente a la pared del intestino delgado o grueso. En el caso de *Lamanema chavezii*, por el ciclo enterohepático, se puede apreciar áreas hemorrágicas o de necrosis en el tejido hepático (Leguía y Casas, 1999).



### **2.9.2. Cestodos**

La adherencia de estos cestodos a la pared intestinal, provocan un efecto irritativo e inflamatorio. Las manifestaciones entéricas en la cestodosis, puede deberse a la acción y presencia de las sustancias de desecho del parásito o por la destrucción del proglotis (Bowman, 2004).

Pues estas van desde una simple enfermedad inflamatoria intestinal hasta una fuerte enterocolitis, tumefacción local o generalizada, acompañada de exudado en la mucosa, que en algunas ocasiones puede ser hemorrágico (Cordero del Campillo *et al.*, 1999), ya en formas avanzadas o crónicas, la mucosa intestinal se aprecia muy congestionada, con edema y exudado muy discreto, debido a las infecciones masivas por los cestodos (Bustanza, 2001).

## **2.10. DIAGNOSTICO**

### **2.10.1. Nematodos**

#### **2.10.1.1. Diagnóstico Clínico**

Se realiza la observación de síntomas y signos clínicos, de manera complementaria con el análisis epidemiológico. Hay que tener en cuenta la revisión general del rebaño, la condición nutricional de cada animal, la condición de la fibra, presencia de cuadros diarreicos, pérdida del apetito, aspecto de la piel, etc. (Leguía, 1991). Por lo que debe complementarse con otras pruebas de diagnóstico.

#### **2.10.1.2. Exámenes coproparasitológicos**

Se determina a través de las heces provenientes directamente del recto del animal, determinándose mediante: técnicas cualitativas (Método de Flotación) que registra la presencia o no de huevos de parásitos y técnicas cuantitativas (Método de McMaster) para la identificación de los huevos; así como, para determinar la cantidad o carga parasitaria de estos géneros. La presencia de huevos de los géneros *Nematodirus* sp., *Lamanema Chavezi* resultan rápidamente reconocibles, sin embargo, la presencia de los huevos “tipo *Strongylus*” amerita un coprocultivo, recuperación e identificación de las larvas del tercer estadio (L<sub>3</sub>) (Rojas, 2004; Fiel *et al.*, 2011). En los Camelidos Sudamericanos u otros rumiantes, para tener una noción del grado de infección

parasitaria, recomiendan evaluar muestras de heces equivalentes al 10% del rebaño, de estas un 5% debe corresponder a los animales en buenas condiciones y otro 5% a los animales de pobres condiciones (Guerrero y Alva, 1986).

#### **2.10.1.3. Diagnóstico Post-mortem**

Dado que el conteo de huevos no es un indicador fiable de la carga parasitaria real en el hospedero. Existe la técnica de necropsia, la cual se puede realizar a los animales recientemente muertos y en conjunto con los procesos de laboratorio, nos brindara información precisa y detallada del diagnóstico, así como de las especies parasitarias.

Según Rojas (1990) considera el examen post mortem como una buena alternativa para evaluar el estado parasítico del rebaño. Para ello, se debe sacrificar entre 2 o 3 animales para posteriormente hacer una evaluación del estado de las carnes y lesiones morfológicas asociadas a la parasitosis, en conjunto con el examen del tracto gastrointestinal. Al separar el tracto digestivo del animal, se lava la mucosa y se obtiene del contenido y del raspado de la mucosa digestiva una cantidad de muestras representativas, posteriormente se realiza el conteo de los parásitos presentes, en caso de remitir muestras, se sugiere enviarlas en alcohol (70%) o en formol (5%) (Guerrero y Alva, 1986; Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

#### **2.10.1.4. Determinación de larvas infectivas en pasturas**

Este método nos permitirá determinar el grado de infectividad o contaminación sobre los pastizales con las formas infectivas (L<sub>3</sub>), brindando una indicación de la infección a la que se hallan expuestos los animales (Fiel *et al.*, 2011). Para este estudio, debe conocerse el detalle morfológico de las L<sub>3</sub> de casi todos los nematodos gastroentéricos (Cuadro 3). Con ayuda de un cuadrado de aproximadamente 1.50m<sup>2</sup>, al ras del suelo se realiza el corte del pasto de manera aleatoria, estas muestras pueden ser colectadas antes y/o después del pastoreo, se colocan en un saco y seguidamente se lleva al laboratorio donde se realizará los medios para la colección de las larvas colocándolas en condiciones ambientales optimas (Hansen y Perry, 1994; Macmanus *et al.*, 2010).

## **2.10.2. Cestodos**

### **2.10.2.1. Diagnóstico clínico**

La observación de las heces con presencia de segmentos color blanquecino o proglotidos es una forma clínica. De ser infecciones masivas, algunos signos clínicos como diarreas y cólicos abdominales (Leguía, 1991; Soulsby, 1993; Bustinza, 2001).

### **2.10.2.2. Exámenes coproparasitológicos**

Al igual que en nematodos, se realizará la técnica cualitativa o de Flotación para la observación de huevos, considerando su tamaño, forma, y sobre todo la presencia del aparato piriforme, en forma de pera (Cordero del Campillo *et al.*, 1999). En estos casos, el conteo del número de huevos no se realiza, porque estos no guardan relación alguna con el número de cestodos presentes dentro del hospedero (Ueno y Goncalves, 1998).

### **2.10.2.3. Diagnostico post-mortem**

A la necropsia, se aprecian los cestodos en forma de cintas blanquecinas a nivel del intestino delgado, lo que facilita el conteo, así como del volumen en cm<sup>3</sup> de estos especímenes (Quiroz, 2005)

## **2.11. TRATAMIENTO**

Los agentes antihelmínticos desempeñan un papel importante en el tratamiento, control y prevención de la parasitosis gastrointestinal, pero no siempre puede lograrse únicamente con estos fármacos. Tener en cuenta que el antiparasitario debe actuar contra los estadios adultos e inmaduros (incluso larvas hipobióticas), debe estar disponibles en diferentes presentaciones, deben ser económico y compatible con otros compuestos usados de forma común para evitar alguna reacción adversa (Kahn, 2007).

### **2.11.1. Nemátodos**

Los fármacos o antiparasitarios mayormente utilizados, son los de amplio espectro, cuya composición química pueden ser los benzimidazoles, las lactonas macrocíclicas y

el levamisol (Fernández, 1991) actúan de manera efectiva contra nematodos y ectoparásitos (Fowler, 1998).

Es debido a su amplio espectro, eficacia elevada contra todas las fases parasitarias y su actividad persistente que las lactonas macrocíclicas dominan ahora en el control, prevención y tratamiento de los nematodos (Kahn, 2007). No basta que un fármaco sea eficaz o altamente seguro para obtener una respuesta clínica favorable al ser utilizado de manera correcta y sensata, sino que evite con el tiempo la presentación de helmintos resistentes a estos grupos de antiparasitarios (Cuadro 8).

## **A. Imidazoles**

### **A.1. Los benzoimidazoles**

Los benzimidazoles tienen un variado grupo de antihelmínticos, de estos, los comúnmente utilizados pertenecen a los benzimidazoles carbamatos: albendazol, fenbendazol, oxfendazol, Thiabendazol y mebendazol (Cordero del Campillo *et al.*, 1999). Siendo los más eficaces del grupo, ya que presentan una semivida más prolongada en el organismo porque no se metabolizan rápidamente a productos inactivos (Kahn, 2007). El albendazol es altamente efectivo contra nematodos gastrointestinales, además contra *Fasciola* y *Moniezia*. El oxfendazol reduce en un 99 – 100% la infestación de la etapa adulta por *Ostertagia*, *Trichostrongylus axei*, *C. oncophora*, *N. lamae* y *Lamanema chavez* (Alva *et al.*, 1980). Además, actúa contra tenias y *Fasciola*. El fenbendazol no solo altera la eclosión de la larva, en el caso de *Nematodirus* y *Trichuris* reduce la excreción fecal de huevos en 95% hasta una semana posterior de haberse administrado (Beier *et al.*, 2000).

### **A.2. Levamisol**

Deriva de los Imidazotiazoles, isómero levógiro del tetramisol, es de amplio espectro y tiene acción eficaz contra la mayoría de nematodos, sobre todo contra las formas adultas. No tiene acción contra los cestodos o trematodos (Sumano y Ocampo, 2006).

No obstante, es efectivo en un 42% contra las larvas de *Ostertagia* y baja acción contra las larvas tisulares de *Oesophagostomum*. En el caso de las formas adultas de

*Lamanema chavezi* y *Cooperia* demostró ser eficaz en un 99 – 100% y contra *Nematodirus lamae* y *Graphinema aucheniae* resulta ser efectivo en porcentaje mayor al 90% (Vargas *et al*, 1972; Jarvinen, 2004).

## **B. Lactonas macrocíclicas**

Poseen una eficacia muy elevada (>98%) contra todas las fases parasitarias, incluyendo las formas inactivas o hipobióticas de los nematodos, en dosis bajas suelen tener un espectro antiparasitario potente y amplio. Además, una sola dosis terapéutica puede persistir en concentraciones suficientes como para ser eficaz contra infecciones incumbentes de nematodos durante periodos prolongados post tratamiento (Kahn, 2007).

### **B.1. Ivermectina**

Es una avermectina natural. Un antiparasitario cuya acción es de amplio espectro, muy efectivo contra nematodos y ectoparásitos, pero no actúa contra los trematodos o cestodos (Sumano, 2006). Condemayta *et al.* (2004) demostró que la Ivermectina fue eficaz en un 100% contra diversos géneros, entre ellos, *Capillaria* sp., *Lamanema chavezi*, *Nematodirus* sp. y *Trichostrongyloideos*; así también, tuvo efecto post administración de hasta 45 días. Además, no presenta efectos secundarios si se administra hasta 10 veces la dosis normal en Camelidos Sudamericanos (Guerrero y Alva, 1993).

Según Jarvinen (2004), hace mención que la ivermectina administrada por vía subcutánea es efectiva contra los parásitos que viven fuera del tracto gastrointestinal, en cambio la dosificación oral, es efectiva contra los nematodos gastrointestinales.

### **B.2. Moxidectina**

Siendo un fármaco muy usado en situaciones donde se presentan parásitos resistentes a la Ivermectina (Sumano y Ocampo, 2006; Kahn M, 2007). Por un periodo de 15 a 30 días en total, se ve reducida la excreción fecal gastrointestinal de *Trichostrongyloideos* (Alva y Franco, 1992).

Cuadro 8 Nematocidas de uso veterinario para Camélidos Sudamericanos

Clase de Fármacos	Composición (Principio activo)	Dosis (mg/kg)	vía	Administración
Benzoimidazoles	Albendazol	10	Oral	única
	Febendazol	5 - 10	Oral	1 - 3 días
	Oxibendazol	15	Oral	única
	Oxfendazol	5 - 7.5	Oral	única
	Thiabendazol	80	Oral	única
Imidazotiazoles	Levamisol	5 - 8	Oral/SC	única
Lactonas Macrocíclicas	Doramectina	0.2	SC	única
	Ivermectina	0.2 - 0.4	Oral/SC	única
	Moxidectina	0.2	SC	única

Fuente: Vargas et al., 1972; Guerrero et al., 1974; Cheney y Allen 1989; Alva y Franco, 1992; Beier et al, 2000; Rojas M, 2004; Sumano y Ocampo, 2006; Kahn, 2007.

### 2.11.2. Cestodos

Hay que tener en consideración que los cestodes pueden desarrollar dos fases (forma larvaria o quística y adulta) por lo que se debe considerar las dosis y la fase del cestodo para la administración del antihelmíntico (Cuadro 9). En el caso de las crías, dosificarles entre los 3 a 4 meses de edad y posteriormente una segunda dosis 3 o 4 semanas después del destete, ayuda en el control de la cestodosis, usando fármacos específicos para los cestodos como aquellos de amplio espectro (nematodos, cestodos y trematodos) (Leguía, 1999).

Cuadro 9 Cestocidas de uso veterinario en Camélidos Sudamericanos

Composición	Dosis (mg/Kg)	Vía de dosificación
Albendazol	10/50 <sup>1</sup>	Oral
Febendazol	10 – 15	Oral
Oxfendazol	5	Oral
Praziquantel	2.5 – 10/25 – 50 <sup>1</sup>	Oral
Resorantel	70	Oral
Niclosamida	50	Oral

Fuente: Cheney y Allen, 1989; Fowler, 1998; Leguía, 1999; Rojas, 2004; Sumano y Ocampo, 2006

<sup>1</sup> Rojas (2004) considera estas dosis para las formas larvianas o Cisticercoide

## 2.12. CONTROL Y PREVENCIÓN DE HELMINTOS

Un adecuado manejo del rebaño, las pasturas, así como el uso racional y apropiado de los antihelmínticos favorecen el control de las helmintiasis (Fernández, 1991).

Además, hay que tener en cuenta otros aspectos (Rojas, 2004):

1. El conocimiento especial del clima en cuanto a precipitación pluvial y temperatura.
2. La calidad de la pastura, así como del régimen de pastoreo.
3. Factores que afecten la carga parasitaria: época del año, edad, destete, etc.
4. Virtudes del antihelmíntico: Espectro antiparasitario, vía de administración, efecto residual, presentación del antiparasitario, ausencia de resistencia, etc.

### 2.12.1. Dosificación

El siguiente esquema de dosificación tiene como base la epidemiología de las parasitosis gastrointestinales (Fernández, 1991; Bustinza 2000):

### **Animales menores de 12 meses**

- 1° En mayo-junio: cuando las crías alcanzan aprox. los 4 meses de edad. Siendo estas, animales con altas probabilidades de infección.
- 2° En agosto-setiembre: después que fueron destetados (aprox. 2 semanas después) de esa manera elimina aquellas infecciones parasitarias durante la época seca, sobre todo por *Lamanema* y *Nematodirus*, así como, enfrentar a la emergente población hipobiótica.
- 3° En diciembre-enero: controlar aquellos parásitos que emergen de forma propicia por las condiciones ambientales óptimas.

### **Animales de un año o más de edad**

- 1° A fines de abril: por la carencia de las pasturas que se dará.
- 2° A finales de septiembre o mitad de octubre: debido a la presente carencia de pasturas y enfrentar las formas hipobióticas que evolucionaran.
- 3° A fines de enero: para evitar la infestación del campo de parición, que tendrá las condiciones climáticas propicias.

En camélidos Sudamericanos, las desparasitaciones en la época de sequía adquieren gran importancia, dada la carencia de pasturas y la correspondiente pérdida de peso vivo de las madres que inician en mayo y se extiende hasta setiembre. Además, la curva de crecimiento acelerado que presenta el feto a inicios de Julio (Rojas, 2004).

De usar un solo antihelmíntico, no sería recomendable que sea por tres años seguidos y de notar alguna resistencia antihelmíntica, cambiar inmediatamente de producto (Ramírez y Franco, 1998).

### **2.12.2. Manejo del ambiente**

En tanto se mantenga un buen control de las parasitosis, el manejo ambiental será un factor importante para mantener en equilibrio la presentación de estas (Stafford y Coles, 1999).



Leguía (1991) sugiere estas pautas:

1. Reducir y controlar el pastoreo excesivo, así como mantener una carga animal adecuada, por la presencia de las formas infectivas en las pasturas.
2. La rotación de pastos atenúa o elimina la ingestión de las formas infectivas. Es recomendable hacer la rotación luego de los tratamientos a campos que hayan estado en descanso al menos por dos meses (Bustinza, 2000).
3. En los pastizales descansados, según la edad, deberían ingresar primero los menores de un año, posteriormente los adultos, ya que estos ofrecen mayor resistencia inmunitaria (Bustinza, 2001, Barriga, 2002). Al realizar crías mixtas entre Camelidos sudamericanos con otras especies, ovinos de manera particular, favorecería la presentación de la helmintiasis, causada por especies de nematodos comunes para ambas especies de animales (Ramírez y Franco, 1998), adicionalmente que se comen de los pastizales las partes bajas, ocasionando competencia por el alimento (Fernández, 1991).
4. Otorgar una buena alimentación, con el mejoramiento de los pastos.
5. En caso de pastizales húmedos, evitar el pastoreo prolongado.

### **2.12.3. Control Biológico**

El control biológico ha sido definido como un medio ecológico desarrollado por el hombre con el objeto no de eliminar las poblaciones parasitarias, sino para reducirlas a densidades subclínicas aceptables o para conservar esta población en niveles no perjudiciales para los animales, usando antagonistas naturales vivos, dirigido, a mantener los estadios de vida libre en las praderas bajo control (Larsen, 2000).

El uso de especies biológicas es para controlar aquellas formas de vida libre de los parásitos gastrointestinales (Waller, 1997) a diferencia de los fármacos antiparasitarios que se enfocan en las formas parasitarias en el hospedero.

Diferentes investigadores: Larsen, 1999; Padilha, 1999; Vercruysse y Dorny, 1999 señalan que el hongo *Duddingtonia flagrans*, posee la capacidad de disminuir la población de larvas del género *Trichostrongylidos* presentes en las heces.

### 2.13. IMPACTO ECONOMICO

Los parásitos y sus implicancias en la ganadería del país son de gran importancia, tanto por sus efectos en la salud y en la producción especialmente, cuanto por el esfuerzo que plantea el tratamiento, control y prevención. Los parásitos gastrointestinales de los CSA, como los daños ocasionados por éstos, pasan desapercibidos, ejerciendo efectos subclínicos, debido al carácter endémico de estas infestaciones. Sin embargo, los endoparásitos actúan de manera insidiosa, agotando la capacidad productiva de los animales, lo cual se aprecia en la poca ganancia de peso, la producción baja de carne y la mala calidad de la fibra (García *et al.*, 2005).

Sólo el 3,5% de la superficie en tierras Alto-andinas, los suelos presentan el potencial necesario para la agricultura. Esto debido a las heladas, granizadas o nevadas. Por lo que, las familias nativas, van a depender de la ganadería y de las pasturas nativas para subsistir (Flores, 1991).

Según MINAGRI 2012, del total de 128'521,560 ha territoriales que tiene el país, se prevé desarrollar las actividades del censo poblacional de vicuñas en gran parte del área de los 15'779,000 ha de pasturas naturales que se constituyen en áreas potenciales que podrían ser habitadas por vicuñas. A partir de la ejecución de un proyecto acerca de la utilización adecuada de la vicuña, la participación de las comunidades campesinas organizadas fue fundamental como parte del impacto social, la cual se incrementó y se hizo más directa, a partir de 1994, con la promulgación de la Ley N° 26496, lográndose el reconocimiento oficial de más de 600 organizaciones sociales en base, como unidades de desarrollo sostenible de la especie. En el 2012, el mercado nacional compró el kilo de fibra sucia de vicuña entre \$300.00 y \$320.00 dólares americanos y la fibra descordada a \$625.00 dólares americanos por kilo.

Cabe mencionar, que el año 2014 la asociación ACRIVIC vendió a Italia 90 kilogramos de fibra de vicuña, siendo exitoso el trabajo realizado por los pobladores y asociados durante la realización de la esquila (información proporcionada por el Ing. Lord Pompeyo Azañedo).

El desarrollo poblacional de la especie, adaptada a las agrestes condiciones del clima y cuyo desarrollo se basa en el consumo de pastos naturales que se ofertan, así como promover acciones contra la caza indiscriminada e ilegal, permitirá la presencia

de una mayor población animal y por lo tanto de una mejor producción de fibra de vicuña. Esta especie, sin embargo, tiene un potencial de aprovechamiento sostenido con un impacto social, económico, ecológico, conservacionista, educacional, entre otros (MINAGRI – DGFFS, 2012).

### **III. MATERIAL Y METODOS**

#### **3.1 LUGAR DE ESTUDIO**

El estudio se realizó en el Fundo Virgen de las Mercedes, distrito de Contumazá, Provincia de Contumazá, departamento de Cajamarca, cuya altitud es de 3974 msnm.

El clima de esta zona presentó temperaturas mínima promedio anual y máxima promedio anual de 8.9 y 22°C, respectivamente, temperatura media anual 15.4°C, precipitación pluvial total de 732.8mm y precipitación promedio anual de 64.35mm, con humedad relativa promedio anual de 62.5% (INEI, 2016). En Contumazá, la época seca ocurre de mayo a octubre, siendo los meses de noviembre a abril los que corresponden a la época de lluvias, presentando temperaturas mínima y máxima de 7.24 y 22.56°C, respectivamente y precipitación pluvial que varió de 0.1 a 27.7 mm (INEI, 2017).

#### **3.2 ANIMALES DEL ESTUDIO**

La vicuña al ser un animal silvestre, su manejo se realizó luego del arreo y atrape de los animales denominado Chaccu o “rodeo”, momento en que se realiza la esquila (Tuppia, 2009), es una técnica ancestral a cargo de las comunidades y personal especializado que permite luego del arreo, el atrape o captura de las vicuñas, esto fue realizado el 8 de agosto del 2015, la esquila se realizó solamente a las vicuñas mayores de un año de edad y tardó algo de dos minutos por animal, incluyendo también la toma de las muestras de heces.

### 3.3 TAMAÑO MUESTRAL

Se determinó el número de vicuñas a muestrear mediante fórmula para poblaciones finitas (Daniel, 1996).

$$n = \frac{Z^2 N p q}{d^2 (N-1) + Z^2 p q}$$

Siendo:

n = Tamaño muestral

Z = Nivel de Confianza

N= Tamaño poblacional

d = Error esperado

p = prevalencia

q = 1 – p

Las restricciones fueron las siguientes: nivel de confianza del 95%, proporción referencial de 90% (Roncal, 2014), tamaño de la población aproximada de 1200 vicuñas (información otorgada por la Asociación de criadores de Vicuñas Pozo Kuan Contumazá) y error máximo admisible del 5%. El tamaño de muestra calculado fue de 125 vicuñas. En el presente estudio se recolectaron un total de 208 muestras de heces.

### 3.4 RECOLECCIÓN DE MUESTRAS

Se colectaron aproximadamente 15g de heces por animal, tomadas directamente del recto, utilizando bolsas de plástico, del máximo número de vicuñas que se pudieron atrapar. Se registraron: fecha de la toma de muestra, sexo y edad de las vicuñas (crías: < 1 año; juveniles: 1 - 3 años; adultos: > 3 años); en base a la dentición. Las muestras de heces fueron almacenadas en bolsas de polietileno y transportadas en cajas térmicas con refrigerantes que fueron llevadas al Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, en Lima para los análisis correspondientes.

### **3.5 ANÁLISIS COPROPARASITOLÓGICO DE LAS HECES**

Para el diagnóstico coproparasitológico (Nemátodos y Céstodos) de las muestras, se realizaron los siguientes métodos:

#### **3.5.1 “Técnica o método de Sedimentación Rápida de Lumbreras” (Lumbreras *et al.*, 1962)**

- En un mortero se coloca de 2 a 3 g de la muestra de heces, se añade agua del caño, se mezcla y homogeniza.
- Seguidamente se tamiza en un recipiente de vidrio de boca ancha con 200 a 300ml de capacidad, completándose la copa con agua. Se deja reposar por 20 a 30 min.
- Se decanta y se realizan varias lavadas con agua de caño hasta que el sobrenadante resulte transparente.
- Se toma una pequeña cantidad del sedimento sobre una lámina porta objetos o placa Petri. Llevarlo al microscopio y observar a un aumento de 10x.

#### **3.5.2 Técnica o método de Flotación con solución saturada de azúcar (Rojas, 2004)**

- En un mortero se agrega de 2 a 3 g de heces, se añade aproximadamente 20 ml de agua, se mezcla y se tamiza, luego se deja sedimentar en un tubo de prueba por 30 min.
- Se elimina el sobrenadante y se agrega la solución de Sheather para resuspender el sedimento hasta que se aprecie un menisco y se coloca sobre un cubreobjetos por aproximadamente 10 min, luego se lleva a un portaobjetos y se observa al microscopio con un objetivo de 10x.

#### **3.5.3 “Técnica de McMaster modificado para determinación de la carga parasitaria” (Rojas, 2004).**

- En un mortero se coloca 3 g de heces y agregar 42 ml de agua, se diluye y homogeniza, luego se tamiza y se coloca en un tubo de prueba de 15 ml de capacidad, que repose por un tiempo de 30 min y el sobrenadante se eliminará.

- Al sedimento se le adicionará la solución saturada de azúcar (Sheather), se procede a homogenizar y se extraerá inmediatamente desde la mitad del tubo, utilizando una pipeta Pasteur, una cantidad de esta solución, para poder llenar las 2 cámaras de la lámina de McMaster, dejar reposar de 3 a 5 min. y seguidamente se hará el conteo de huevos a 10x, multiplicándose el número de huevos hallados por el factor de dilución que es 100 si la lectura fue de una cámara o 50 si fueron ambas.

#### **3.5.4 “Coprocultivo para la obtención de larvas infectivas (L<sub>3</sub>) de nematodos gastrointestinales mediante el método de Baermann” (Rojas, 2004)**

- “Pesar 10 g. de heces y se coloca sobre 3 a 4 capas de gasas y se ata con una pita o cordel a manera de bolsa; la cual se coloca dentro de un frasco de vidrio o plástico de boca ancha, de modo que la bolsa quede suspendida por la pita. La tapa del frasco se coloca parcialmente cerrada para facilitar la entrada de aire”.
- “Se incuba en estufa a 27°C durante 7 a 8 días o dejarla a temperatura ambiente (20°C), agregándole esporádicamente gotas de agua reposada (sin cloro) para evitar se seque la muestra y evitando la muerte de las larvas. Transcurrido este tiempo se procede a la recolección de las larvas, utilizando el método de Baermann.
- “La bolsa conteniendo la muestra previa, se coloca en un embudo de vidrio (con el tubo de goma provisto de una pinza o clamp), se cubre la muestra con agua tibia y se deja reposar hasta 6 a 8 horas”. Se abre el tubo de goma y se recolecta el primer líquido en un tubo de 15ml.
- Se deja sedimentar el líquido en refrigeración, para que sedimenten las larvas y se decanta el sobrenadante. Con una pipeta pasteur se traslada una alícuota del sedimento a una lámina portaobjeto y se observa al microscopio a 10x, al observar la larva en movimiento se coloca solución yodurada al fin de inmovilizarla, facilitando de esta forma la observación de los detalles morfológicos”.

#### **3.5.5 Reconocimiento de formas larvarias (Rojas, 1990)**

- Para identificar las formas infectivas (L<sub>3</sub>) de los nematodos gastrointestinales se usarán las referencias de Leguía y Casas, 1999; Rojas, 2004; Fiel *et al.*, 2011.

### 3.6 PROCESAMIENTO DE DATOS

#### 3.6.1 Prevalencia:

Mediante la siguiente formula determinaremos la prevalencia de nematodos y cestodos en vicuñas:

$$p = \frac{\text{N de animales positivos}}{n} \times 100$$

#### 3.6.2 Intervalo de confianza (Daniel, 1996)

$$IC = \frac{Z \sqrt{pq}}{n} \times 100$$

Siendo:

“Z = 1.96 (Nivel de Confianza)

IC = Intervalo de Confianza

p = Prevalencia

q = 1 – p

n = tamaño de muestra”

### 3.7 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Para determinar la prevalencia de helmintos se obtuvo de la proporción de muestras positivas. Y mediante el uso de la prueba de regresión logística, se obtuvo el factor de riesgo de cada variable (edad y sexo) con respecto a la presencia de helmintos así también se determinó sus respectivos intervalos de confianza para cada riesgo. Asimismo, la asociación de los géneros de helmintos con las variables (edad y sexo) fue valorada mediante la prueba de Chi Cuadrado, empleando el software SPSS v. 25.0.



#### IV. RESULTADOS

La prevalencia de helmintos (nemátodos y céstodos) hallada en 208 vicuñas del distrito de Contumazá fue de  $81.3 \pm 5.3\%$  (cuadro 10).

Según el sexo, un mayor porcentaje se observó en machos (81.6%) y respecto a la edad se encontró que las crías (95.2%) y los juveniles (92%) presentaron porcentajes más altos (cuadro 10).

El análisis de regresión logística indicó que el sexo no constituye factor de riesgo ( $p < 0.05$ ) para la presentación de la helmintiasis; sin embargo, respecto a la variable edad, las crías y juveniles resultaron ser más susceptibles al parasitismo ( $p < 0.05$ ), estas edades presentaron 7.99 y 4.59 veces mayor riesgo respecto a los adultos.

Se hallaron cinco formas parasitarias, compatibles huevos de helmintos (cuadro 11): Huevos tipo *Strongylus* spp, *Nematodirus* spp, *Trichuris* spp, *Capillaria* spp y *Moniezia* spp; siendo los de mayor frecuencia los HTS (61.1%) y menores frecuencias se observan en *Capillaria* spp (16.8%) y *Moniezia* spp (8.7%). Por otro lado, hubo asociación significativa ( $p < 0.05$ ) entre la variable edad con la presencia de HTS, *Nematodirus*, *Trichuris* y *Moniezia*, no se halló diferencia significativa con los huevos pertenecientes al género *Capillaria* (cuadro 11). Los huevos de *Fasciola hepatica* no fueron evidenciados en las muestras procesadas, mediante la técnica o método de Sedimentación Rápida de Lumbreras (Lumbreras *et al.*, 1962).

El promedio de cargas parasitarias (hpg) de nematodos, mostrada en las vicuñas (cuadro 12) fueron: huevos tipo strongylus (119.9), *Nematodirus* spp (121.3), *Capillaria* spp (105.8) y *Trichuris* spp (103.8). Siendo las crías, el grupo que muestra la carga más elevada en todos los huevos evaluados.

Mediante el coprocultivo de las muestras se obtuvieron e identificaron las formas infectivas (L<sub>3</sub>) procedentes de los huevos “tipo Strongylus”. Los valores porcentuales de larvas infectivas fueron: *Cooperia* spp (39.64%), *Trichostrongylus* spp. (20.76%), *Ostertagia* spp (17.56%), *Oesophagostomum* spp (12.88%), *Haemonchus* spp (5.45%) y *Bunostomum* spp (3.99%) (Cuadro 13).

Cuadro 10 Prevalencia de Helmintos en Vicuñas según sexo y edad en el distrito de Contumazá, Cajamarca, mediante examen Coproparasitológico (agosto 2015)

VARIABLE	N° VICUÑAS	HELMINTOS					
		n <sup>1</sup>	%	OR <sup>2</sup>	P <sup>3</sup>	IC (OR)	
Sexo							
Hembra	110	89	80.9	1	-	-	
Macho	98	80	81.6	1.03	0.937	0.49 – 2.12	
Edad (años)							
Adultos (>3)	112	80	71.4	1	-	-	
Juveniles (1-3)	75	69	92	4.59	0.001	1.81 – 11.64	
Crías(<1)	21	20	95.2	7.99	0.047	1.03 – 62.11	
TOTAL	208	169	81.3				

<sup>1</sup> Positivos

<sup>2</sup> Odds ratio

<sup>3</sup> Nivel de significancia estadística

Cuadro 11 Prevalencia de huevos de Helmintos en Vicuñas según sexo y edad en el distrito de Contumazá, Cajamarca (agosto, 2015)

VARIABLE	N° vicuñas	Huevos de helmintos (%)						
		HTS	<i>Nematodirus</i>	<i>Trichuris</i>	<i>Capillaria</i>	<i>Moniezia</i>	<i>Fasciola hepatica</i>	
Sexo								
Hembra	110	58.2	35.5	22.7	16.4	10	0	
Macho	98	64.3	41.8	30.6	17.3	7.1	0	
Edad (años)								
Adultos (>3)	112	49.1 <sup>a</sup>	23.2 <sup>a</sup>	13.4 <sup>a</sup>	13.4	2.7 <sup>a</sup>	0	
Juveniles (1-3)	75	74.7 <sup>b</sup>	50.7 <sup>b</sup>	42.7 <sup>b</sup>	18.7	10.7 <sup>b</sup>	0	
Crías (<1)	21	76.2 <sup>c</sup>	76.2 <sup>c</sup>	38.1 <sup>c</sup>	28.6	33.3 <sup>c</sup>	0	
TOTAL	208	61.1	39.4	26.9	16.8	8.7	0	

<sup>1</sup> Huevos tipo *Strongylus*

<sup>a,b,c</sup> Superíndices diferentes dentro de cada variable indican diferencia estadística (p<0.05)

Cuadro 12 Promedio de carga parasitaria de huevos nemátodos en vicuñas del distrito de Contumazá, Cajamarca (agosto, 2015)

VARIABLE	n° positivas	Carga de huevos de HELMINTOS			
		HTS	<i>Nematodirus</i>	<i>Trichuris</i>	<i>Capillaria</i>
Sexo					
Hembra	89	120.6	122	120	100
Macho	80	119.2	120.5	91.2	108
Edad (años)					
Adultos (>3)	80	94.9	94.6	83.9	94.1
Juveniles (1-3)	69	112.5	104.4	116.1	109.1
Crías (<1)	20	203.1	194.4	130.8	107.7
TOTAL	169	119.9 (61.6 – 178.2)	121.3 (63.5 – 179.1)	105.8 (62.8 - 148.8)	103.8 (19.5 - 188.1)

<sup>1</sup> Huevos Tipo Strongylus

Cuadro 13 Porcentajes de “larvas infectivas” (L<sub>3</sub>) procedentes de Huevos tipo Strongylus según edad en vicuñas del Distrito de Contumazá, Provincia Contumazá – Cajamarca (agosto 2015)

GÉNEROS	EDAD (%)			PROMEDIO (%)
	Crías	Juveniles	Adultos	
Cooperia spp	43	39	37	39.64
Trichostrongylus spp	23	20	18	20.76
Ostertagia spp	15	19	18	17.56
Oesophagostomum spp	13	10	16	12.88
Haemonchus spp	4	5	7	5.45
Bunostomum spp	2	6	4	3.99

#### IV. DISCUSION

La vicuña es el camélido silvestre de mayor distribución en Sudamérica. Vive en zonas andinas y alto andinas, comparte estos hábitats con otras especies de camélidos sudamericanos: el guanaco (*Lama guanicoe*), además de la llama (*Lama glama*) y la alpaca (*Vicugna pacos*), estas dos últimas son especies domesticadas (FAO, 2005).

Según el Censo Poblacional de Vicuñas en el Perú en el 2012, la población era de 208,899 animales. El mayor porcentaje se encontró en Ayacucho (29.74%) así como al sur del país (Puno, Huancavelica, Junín, Cusco, Arequipa, Apurímac, Lima), en Cajamarca se encuentra el 0.61% de la población total, esta se maneja a través de 3 comunidades u organizaciones. Toda la población de vicuñas presentes en Cajamarca es resultado de programas de repoblación con ejemplares traídos desde Ayacucho, aunque en un inicio el manejo de estas vicuñas estuvo a cargo del estado con la ayuda de comunidades del sur del país, en la actualidad son las comunidades cajamarquinas quienes tienen plena autonomía en la gestión del recurso. El crecimiento que se registra desde la introducción de las primeras vicuñas es una evidencia del manejo responsable del recurso (MINAGRI – DGFFS, 2014).

El departamento de Cajamarca, en el año 1997 tenía una población de 72 vicuñas (MINAGRI – DGFFS, 2012) y para el año 2000 mediante el censo nacional de vicuñas, contaba con una población de 235 vicuñas bajo el cuidado de una organización (MINAM – SINIA, 2005). En el año 2003, representantes de PRODELICA visitaron algunos lugares para la realización de proyectos que ayuden a las comunidades en la

Provincia de Contumazá, en la zona de Pozo Kuan, las condiciones climáticas y la calidad del pasto de la zona fueron propicios para la crianza de vicuñas. La asociación de Criadores de Vicuñas Pozo Kuan Contumazá – ACRIVIC – inicio el año 2006 con 240 vicuñas traídas desde Ayacucho, firmando un convenio con la Asociación San Cristóbal de Ayacucho para que esta le brinde asesoramiento respectivo y hasta el año 2015 la población era de 1200 vicuñas. El área de crianza contaba con más de 1000 has de tierras la cual fue donado por algunos asociados (Ing. Lord Pompeo, comunicación personal).

Los Camélidos Sudamericanos son parte fundamental de la base productiva de los pueblos andinos, de donde se obtiene fibra y carne (Guerrero y Alva, 1986). La vicuña es una especie silvestre que habita en nuestro país hace miles de años, su recurso principal es la fibra que se obtiene de la esquila y se realiza una vez al año durante el Chaccu. Es de vital importancia, que de manera conjunta se tomen las medidas respectivas para realizar procedimientos de control y prevención de enfermedades, sobretodo parasitarias que tienen repercusión en la condición corporal, fertilidad, producción de fibra o vellón; evitando la pérdida de un recurso nacional tan valioso como es la vicuña.

Al ser la vicuña un animal silvestre, se cuenta con escasa información sobre la prevalencia e identificación de helmintos gastrointestinales presentes en esta especie. En el cuadro 10, se muestra que la prevalencia de helmintos gastrointestinales hallada en el estudio fue del 81.3%, similares resultados fueron hallados en vicuñas del anexo de Mamuta del CPM Maure-Kallapuma del distrito de Tarata y provincia de Tarata en Tacna (Quispe, 2011).

Evaluaciones realizadas en alpacas comercializadas en Cajamarca, durante los meses de agosto a septiembre la prevalencia de helmintos gastrointestinales obtenida fue del 90% (Roncal, 2014). En la provincia de Cajamarca, en las cuencas que pertenecen a los ríos Chonta y Mashcon durante los meses de marzo a agosto, las prevalencias de helmintos gastrointestinales fueron de 80.31 y 80.33%, respectivamente (Chávez, 1995), mientras que en el presente estudio se obtuvo una



prevalencia similar 81.3% lo que indicaría que las condiciones epidemiológicas serían similares.

Existen una serie de factores que influyen en la prevalencia del parasitismo en el departamento de Cajamarca, tal como la condición ambiental, principalmente la temperatura y la precipitación pluvial. Temperaturas de 15°C con precipitación pluvial de 50 mm mínimos mensuales aseguran la transmisión exitosa de las formas infectivas de los nematodos gastrointestinales (L<sub>3</sub>) a los animales (Rojas, 2004; Romero *et al.*, 2005). La zona de estudio, presentó durante la época seca valores de temperatura promedio mínimo y máximo de 7.24 y 22.56°C respectivamente, la precipitación pluvial varió de 0.1 a 27.7 mm, la escasa precipitación no favorece la supervivencia y evolución del parásito en el ambiente durante esta época crítica, afectando la infección parasitaria; por lo que en esta época se incrementa la hipobiosis de esta manera las cargas parasitarias resultaron bajas.

Quispe en 2011 publicó sus resultados de estudios de prevalencia realizados en vicuñas del anexo de Mamuta del CPM Maure-Kallapuma del distrito de Tarata y provincia de Tarata en Tacna, en 2009, mostrando una prevalencia de 80.83%. Así mismo, se halló la frecuencia de parásitos gastrointestinales en 56 estercoleros distribuidos en 18 sectores de la Reserva Nacional “Pampa Galeras Barbara D’Achille siendo 89.29% en el mes de febrero (Torres, 2016).

Otro estudio donde se evaluaron 199 defecaderos ó estercoleros de vicuñas (*Vicugna vicugna*) ubicado en tres zonas de la reserva de producción de fauna Chimborazo-Ecuador. El estudio halló en una zona, 2.5 veces menor carga de huevos de helmintos gastrointestinales que en las otras dos zonas, concluyendo que las mayores cargas de estos se hallaban en zonas de mayor humedad, no atribuyéndose efectos a la altitud (Chacaguasay, 2016); donde se reafirma la influencia de la humedad para la supervivencia de los parásitos gastrointestinales. En Bolivia (Ruiz, 2016) se realizó un estudio sobre endoparásitos en vicuñas en 7 comunidades de los departamentos de La Paz y Oruro, la prevalencia fluctuó entre 90 y 100%, además, luego de realizado el análisis coproparasitológico de las muestras obtenidas, se

observó que el 98.6% de estas, presentaron algún tipo de forma de huevo para nematodos gastrointestinales, cestodos intestinales y coccidias intestinales.

Las actividades de manejo animal y sanitario actúan como factores adicionales que afectan la presentación de parasitismo. La crianza de vicuñas en Contumazá, se inició en terrenos donde no existió previamente la presencia de ganado doméstico o esta era esporádica, pero se conoce que la crianza mixta entre el ganado (bovino: ovino: caprino) o entre alpacas, llamas y ovinos, las áreas de pastoreo resultan infectadas y estos animales compartirían parásitos, por la baja especificidad que caracteriza a algunas especies de helmintos, causando una infección cruzada (Soulsby, 1993).

Además, el factor nutrición o la disponibilidad de pasturas nativas en buen estado en el área de crianza permitiría a la vicuña poder resistir a diversas enfermedades, entre ellas las endoparasitarias. Según MINAGRI – DGFFS (2014), el estado de los pastos en Cajamarca fue categorizado de 33.3 y 66.7% para pasturas en buen y regular estado, respectivamente. Según Flores (1991); Flórez *et al.* (1992), se ha de considerar cinco categorías para la condición de la pradera, entre ellas: Excelente, buena, regular, pobre y muy pobre. Las que van a tener características específicas en cuanto a tipo de pastos (deseables y no deseables) para cada especie animal y condiciones del suelo. Un factor importante es la capacidad de carga, dada por el estado de las pasturas y la especie animal a pastorear. En el caso de las vicuñas, bajo condiciones de sus pasturas, que van desde regular y buen estado, aparentemente correspondería a una carga animal de 1.65 a 3.33 animales/ha/año (Flórez *et al.*, 1992). Sin embargo, debería haber un estudio acerca de las condiciones de las pasturas en las épocas de seca y época de lluvias en la zona de estudio para determinar la carga animal que le corresponde en las dos épocas del año y dar algunos alcances sobre el estado sanitario de las vicuñas, para continuar con la crianza de vicuñas en Contumazá en las mismas condiciones actuales.

En el presente estudio, no fueron hallados los huevos de *Fasciola hepatica*, probablemente debido a las condiciones medio ambientales presentes en el área de estudio, las cuales no son compatibles con las condiciones mínimas que requiere el desarrollo de huevos y hospedero intermediario y persistencia de las formas infectivas

(metacercarias) de *Fasciola hepatica*. Las condiciones óptimas de temperatura ambiental varían de 10°C a 30°C, siendo 10°C la temperatura crítica. Así también la precipitación pluvial mínima es de 50mm/m<sup>2</sup> (Leguía, 1991). Durante la época seca en la zona de estudio, la temperatura promedio mensual fluctúa entre 14.4 y 16.3°C. y la temperatura mínima promedio mensual varía de 5.8 a 9.5°C, el rango de precipitación pluvial promedio de 0.1 a 27.7mm<sup>3</sup> (INEI, 2017) a una altitud de 3974 msnm, condiciones ambientales que no brindaron las condiciones óptimas para el establecimiento de *Fasciola hepatica*. Sin embargo, Londoño (2009) demostró tanto la presencia de caracoles Lymnaeidae (hospedero intermediario) como formas larvarias de *Fasciola hepatica* dentro de estos en altitudes superiores a los 4,000 msnm.

De los estudios realizados en alpacas de Puno, se encuentran prevalencias de helmintos gastrointestinales de 54.2% en las localidades del distrito de Ajoyani y la comunidad campesina de Queracucho durante marzo y julio (Farfán, 2014) debido a varios factores, como deficiencia de proteínas de las pasturas, inadecuado calendario de dosificación antiparasitaria y la alta susceptibilidad de las alpacas a las parasitosis gastrointestinales. Contreras, 2012, halló prevalencia de 63% en alpacas del distrito de Macusani – Carabaya en agosto y octubre con carga parasitaria de 50 a 68.3 hpg, siendo una infección leve. Pérez *et al.*, 2014, obtuvo 68.4% de prevalencia en alpacas en las comunidades de Pampacancha y Mahuayani del distrito de Ocongate en los meses de septiembre y octubre del 2011, siendo el rango de la carga parasitaria de 50 a 70.9 hpg, considerándose estos valores como cargas bajas.

En relación al sexo y la frecuencia de helmintos, no se observó diferencia significativa ( $p < 0.05$ ) entre machos (81.6%) y hembras (80.9%), considerando que el sexo de la vicuña no es un factor de riesgo, debido a que tanto la hembra como el macho se exponen a condiciones similares de pastoreo, por lo tanto, a los mismos riesgos de infección. De igual manera, Ruiz (2016) hace mención que el sexo no es considerado un factor de riesgo en las vicuñas. Por el comportamiento de la vicuña, es social, organizándose en grupos familiares, compuestos de un macho territorial y en promedio de 4 a 5 hembras, ubicados en terrenos estables (Vilá, 2000).

Al comparar nuestros resultados con los hallados en alpacas de la comunidad de Queracucho por Farfán (2014), fueron similares al presentar 59.52% en hembras y 58.82% en machos. Así también, Roncal (2014) encontró que el 100% de machos resultaron positivos y hembras alcanzo un 80%. Contreras (2012), mostró una mayor tendencia en machos (73.9%) que en hembras (61.4%) y Pérez (2014), encontró prevalencias en machos y hembras de 71.8 y 67% respectivamente.

La asociación de helmintiasis con la edad, halló que las crías presentan una alta prevalencia (95.2%) indicando diferencia significativa y un factor de riesgo de 7.99 veces mayor con respecto a los adultos, lo mismo en las vicuñas jóvenes (OR = 4.59) con el grupo adulto (Cuadro 10). Esta cifra alta en animales jóvenes podría estar relacionada al factor inmune de los camélidos frente a los helmintos, la misma que irá incrementándose de forma paulatina hasta hacerse resistente alrededor de los 2 años (Leguía y Casas, 1999). El hecho de criar adultos y crías, favorece la infección de las últimas, esto se debe a la inmadurez de su sistema inmune (Leguía y Casas, 1999), la contaminación de los pastos con larvas infectivas se vuelve riesgoso cuando se realiza un pastoreo conjunto durante la lactación y el empadre (Chávez *et al.*, 1967). Esto favorece la ingestión de larvas infectivas por parte de las crías al momento del pastoreo, lo que implica desarrollo de parasitosis gastrointestinal a edad temprana (Dunn, 1983).

En el cuadro 11 se muestra que la prevalencia de huevos de helmintos, donde los valores más altos se obtienen con Huevos Tipo Strongylus “HTS” (61.1%), seguidos de Nematodirus (39.4%), Trichuris (26%), Capillaria (16.8%) y Moniezia (8.7%), resultados que solo se podrán comparar con los obtenido por Quispe, 2011, quien evaluó Vicuñas en el anexo de Mamuta de la provincia de Tarata en la Región Tacna, hallando valores diferentes, así en huevos de Trichuris (81.44%), HTS (20.62%), Nematodirus (15.46%) y Capillaria (11.34%). Es probable que las diferencias geográficas y climáticas hayan influenciado en esta diferencia. Sin embargo, en estudios realizados en alpacas beneficiadas en Cajamarca, coinciden con nuestros resultados obtenidos. Así, Roncal (2014), donde halló un 100% de frecuencia en relación a los huevos tipo strongylus en alpacas beneficiadas en Cajamarca. Durante las épocas lluviosas donde se presenta

mayormente este tipo de huevos (Rojas, 1986; Quiroz, 2005) pero en la época seca las condiciones medioambientales son menos favorables para los nematodos, algunos de ellos pueden realizar hipobiosis, es decir las larvas en los estadios 3 o 4 pueden ser arrestados, permaneciendo en esa condición por varios meses, no eliminando huevos al medio ambiente (Leguía, 1991).

Con respecto a *Nematodirus* spp se registró una prevalencia de 39.4% (Cuadro 11), estudios realizados en alpacas mostraron prevalencias que oscilaron entre 30.6 a 69.7% en la zona de Puno (Melo, 1997; Contreras, 2012; Farfán, 2014) y de 54% en Cusco (Pérez *et al.*, 2014). Los huevos de *Nematodirus* son muy frecuentes en el altiplano y prevalecen por encima de todo huevo “tipo strongylus” sobre todo en el periodo de sequía, ya que estos huevos requieren de precipitación pluvial mínima de 50mm/m<sup>2</sup> y temperaturas entre 6 a 20°C (Guerrero y Alva, 1986; Leguía, 1991; Leguía y Casas, 1999; Eckert *et al.*, 2005). Mientras que los huevos de *Nematodirus*, presentan doble cubierta y permite el desarrollo de sus larvas infectivas dentro del huevo, necesitando para su liberación al medio ambiente la presencia de temperaturas frías, seguidas de temperatura diaria sostenida de 10°C o más (McMahon *et al.*, 2017). Los huevos de *Nematodirus* presentan gran resistencia frente a las bajas temperaturas y la sequedad propias de la época, incluso le pueden permitir sobrevivir hasta por cinco años (Quiroz, 2005).

Para el género *Moniezia* spp la prevalencia fue de 8.7% (cuadro 11) y donde las crías fueron las más afectadas (33.3%), prevalencia similar a los reportados por Contreras (2012) y Pérez *et al.*, (2014) con valores de 9.6 y 6.3% respectivamente en alpacas de las zonas de Puno y Cusco respectivamente. A diferencia de otros estudios que reportan prevalencias de 30% en alpacas (Roncal, 2014) y 26.8% (Torres, 2016) en estercoleros de vicuñas. Bustinza (2000), menciona que aquellos animales menores del año de edad son más susceptibles a la cestodosis, por ello dentro del calendario antihelmíntico para CSA, se recomienda la dosificación a los 3 – 4 meses de edad, incluso hasta después del destete (Rojas, 2004). Luego de ello, los CSA obtendrán una fuerte respuesta inmune limitando la carga parasitaria a 1 o 2 tenias en cada animal.

Los promedios generales de cargas parasitarias de los diferentes huevos de nemátodos hallados fueron muy similares (103.8 a 121.3 hpg); no obstante, se observó variación de la carga de huevos de HTS, *Nematodirus*, *Trichuris* con la edad de los animales, a excepción de *Capillaria* (cuadro 12). Bustinza (2014) al igual que Ruiz (2016), también obtuvieron cargas leves y en ambos estudios consideraron no realizar tratamiento antihelmíntico en las poblaciones de vicuñas. Puesto que, en un trabajo realizado por Vaca *et al.*, (2012) tomó en consideración no usar algún medicamento antiparasitario en aquellos grupos de bovinos donde las cargas no llegaban o superaban los 400hpg e incluso cargas menores a 500hpg. Pero si en aquellos que tenían cargas iguales o superiores a los 500hpg. Al parecer en cargas leves, existe un equilibrio biológico y/o físico entre el organismo parasitario y el hospedador, donde no se aprecian signos clínicos de parasitosis gastrointestinal, lo que conlleva a un estado inmunitario propicio y selectivo (Beltrán-Saavedra, 2011). No obstante, como menciona Latorre (1995) se puede obtener un nivel subclínico de parasitosis gastrointestinal donde se aprecia conteos de huevos menores a 500hpg como consecuencia de dosificaciones estratégicas en las épocas de primavera y otoño. Aunque los Camélidos Sudamericanos al igual que las ovejas presentan las mismas poblaciones parasitarias, se debe tener en cuenta las manifestaciones clínicas de parasitosis gastrointestinal con conteos de huevos mayores a 1000hpg e incluso a partir de 500hpg (Duncanson, 2012) por lo que sugiere, antihelmínticos de acción prolongada y sostenida.

Acerca del estudio de cargas positivas en crías de alpacas y llamas, hubo un significativo efecto del 90.15 al 100% respecto a la transmisión de la carga parasitaria de las madres hacia sus crías, entre los nematodos involucrados se tienen *Nematodirus* spp, *Lamanema chavez*i y huevo tipo strongylus y un efecto menor para *Trichuris* spp (Mamani, 2012). No obstante, se conoce que alpacas menores de 2 años de edad son susceptibles a la infección por nematodos, al tener su respuesta inmune poco desarrollada (Leguía y Casa, 1999).

Como se mencionó anteriormente, las muestras de heces fueron colectadas en la época seca, la cual presenta condiciones adversas para el desarrollo y supervivencia de

las L3 provenientes de los HTS (Leguía y Casas, 1999), no obstante, la larva L<sub>3</sub> de *Nematodirus* se desarrolla dentro del huevo y requiere de cambios bruscos de temperatura para su eclosión (Guerrero et al., 1973). Las crías presentan una mayor carga parasitaria con respecto a los otros grupos etarios (juveniles y adultos).

Mediante el cultivo de las heces positivas a huevos tipo strongylus para la obtención de las formas infectivas (L<sub>3</sub>) el mayor porcentaje correspondió al género *Cooperia* (39.6%) presentando concordancia con resultados hallados en alpacas (Contreras, 2012; Pérez *et al.*, 2014) las zonas templadas y cálidas favorecen la presencia de este género (Romero y Sanabria, 2005). Según Boom y Sheath (2008) hacen mención que este género es muy prolífico, llegando a producir de 1000 a 3000 huevos por día, de manera ocasional realiza arresto larvario en temperaturas extremas lo que favorece su supervivencia (Soulsby, 1993; Fowler, 1998). Estudios en vicuñas muestran resultados de larvas infectivas correspondientes al género *Trichostrongylus* de 35.06 y 12.5 % (Clemente, 1983; Torres, 2016) respectivamente.

En el presente estudio se halló también *Trichostrongylus*, *Ostertagia*, *Oesophagostomum*, *Haemonchus* y *Bunostomum* con valores porcentuales que fluctuaban entre 4 y 21%. Se resalta la presencia del género *Ostertagia* spp, ya que luego del comportamiento hipobiótico en condiciones ambientales adecuadas, el desarrollo del ultimo estadio larval, la emergencia del estadio adulto desde las glándulas abomasales y la posterior madurez en la luz del abomaso, ocasionarían lesiones severas y persistentes, incluso la muerte súbita en caso de infestación masiva (Kahn, 2007).

A pesar, que en el estudio se halló una alta prevalencia de infección en el 81% de las vicuñas evaluadas y las cargas de los huevos de nematodo hallados oscilaba entre 103.8 a 121.3 hpg. Podría explicar que la capacidad de respuesta inmune, así como el aporte nutricional de las pasturas que adquieren las vicuñas en esta zona de Cajamarca, evitan hasta el momento la presentación de alguna enfermedad endoparasitaria. Por lo que no requerirían algún tratamiento antihelmíntico, con el fin de evitar resistencia a estos productos y modificar los procesos de selección natural.

## V. CONCLUSION

- Se encontró una prevalencia de 81.3% en helmintos en Vicuñas en el distrito de Contumazá, Cajamarca.
- Las prevalencias de huevos de helmintos fueron de 61.1, 39.4, 26.9, 16.8 y 8.7% correspondiente a huevos tipo *Strongylus* (HTS), *Nematodirus*, *Trichuris*, *Capillaria* y *Moniezia*, respectivamente.
- La carga promedio de huevos de nematodos por gramos de heces fue de HTS (119.9), *Nematodirus* (121.39), *Trichuris* (105.8), *Capillaria* (103.8) lo que se consideró como carga leve.
- La edad presento asociación con respecto a la prevalencia de helmintos, donde las Crías y Juveniles mostraron 7.99 y 4.59 veces mayor riesgo que las adultas.
- El estudio no evidenció la presencia de formas parasitarias compatibles con huevos de *Fasciola hepatica*.
- Los géneros de la familia Trichostrongylidae identificados en cultivo de larvas fueron *Cooperia* spp., *Trichostrongylus* spp., *Ostertagia* spp., *Oesophagostomum* spp., *Haemonchus* spp y *Bunostomum* spp.



## VII. BIBLIOGRAFIA

1. **Alva J, Franco E. 1992.** "Evaluación de moxidectin 1 % solución inyectable contra la sarna de alpacas". En: XI Congreso Nacional de Ciencias Veterinarias. Puno.
2. **Aguirre DH, Cafrune MM. 2007.** "Parásitos de los Camélidos Sudamericanos". En: enfermedades parasitarias de los ovinos y otros rumiantes menores en el Cono Sur de America. Suárez, VH, Olaechea, FV, Romero, JR, Rossanigo, CE (eds). INTA EEA Anguil Ediciones. Argentina. p: 281-296.1
3. **Alcaíno H, Gorman T, Burgos M. 1991.** "Helmintiasis gastrointestinal en llamas (*Lama glama*) de la I Región de Chile". Parasitol. al Día (Chile). 15:93-96.
4. **Allonby E, Dargie JD. 1973.** Ovine haemonchosis. In Helminth diseases of cattle, sheep and horses in Europe. Proceeding of Workshop Held at Veterinary School of University of Glasgow. Ed. Urquhart G. & Armour J. pp: 59-71.
5. **Alva J, Guerrero C, Nuñez A. 1980.** "Actividad antihelmíntica del oxfendazole contra infecciones naturales de nematodos gastrointestinales de alpacas". En VI Congreso Nacional de Ciencias Veterinarias. Piura.
6. **Anderson N, Hansky J, Titchen D. 1981.** Effects of *Ostertagia circumcincta* infections on plasma gastrin in sheep. Parasitology. 82: 401-410.
7. **Balic A, Bowles VM, Meeusen EN. 2000b.** The immunobiology of gastrointestinal nematode infections in sheep. Adv Parasitol. 45, 182-241
8. **Ballweber L. 2013.** Ecto and endoparasites of new world camelids. Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice. 30: 295-310.

9. **Barriga O. 2002.** Las enfermedades parasitarias de los mamíferos domésticos en América Latina. Santiago: Germinal. 334p.
10. **Becklund WW. 1963.** *Lamanema chavez* gen. n., sp. n. and *Nematodirus lamae* sp. n. (Nematoda: Trichostrongylidae) from the alpaca, *Lama pacos*, and the vicuña, *Vicugna vicugna*, in Perú. J. Parasitol. 49: 1023 - 1027.
11. **Beier E, Lehenbauer TW, Sangiah S. 2000.** "Clinical efficacy of fenbendazole against gastrointestinal parasites in llamas". Small Rum Res 36:17-23.
12. **Beldoménico PM, Uhart M, Bono, MF, Marull C, Baldi, R, Peralta JL. 2003.** "Internal parasites of free ranging guanacos from Patagonia". Vet. Parasitol. 118:71-77.
13. **Beltrán-Saavedra LF, González-Acuña D, Nallar-Gutiérrez R, Ticona-Challco H. 2006.** "Estudio coproparasitario y ectoparasitario en alpacas (*Vicugna pacos* Linnaeus, 1758) de Apolobamba, con nuevos registros de Phthiraptera (Insecta) e Ixodidae (Acari), La Paz – Bolivia". Journal of the Selva Andina Animal Science. [Internet]. [15 Junio 2015] Disponible en: <http://ojsbolivia.org.bo/index.php/jsaas/article/viewFile/545/pdf>.
14. **Beltrán-Saavedra LF, Nallar-Gutiérrez R, Ayala G, Limachi JM, Gonzales-Rojas JL. 2011.** "Estudio sanitario de vicuñas en silvestría del Área Natural de Manejo Integrado Nacional Apolobamba, Bolivia". Ecol Bolivia. 46(1): 14-27.
15. **Bishop JK, Rickard LG. 1987.** Fecal survey of llamas (*Lama glama*) in Oregon: Incidental recovery of *Nematodirus battus*. J. Am. Vet. Med. Assoc. 191: 1579-1581.
16. **Boom CJ, Sheath GW. 2008.** Migration of gastrointestinal nematode larvae from cattle faecal pats onto grazable herbage. Vet Parasitol 157:260-266.
17. **Bown MD, Poppi DP, Sykes AR. 1984.** The effect of a mixed nematode infection on the site of the plasma protein absorption in the small intestine. Can. J. Anim. Sci., 64, (supplement) 197-198.
18. **Bowman DD. 2004.** Parasitología para Veterinarios. 8va ed. Madrid: Elsevier. 300p.
19. **Bowman D. 2011.** Georgis Parasitología para veterinarios. España: Elsevier.

20. **Bustinza JA. 2000.** Enfermedades de alpacas. 2ª ed. Arequipa: Universidad Nacional del Altiplano. 346p.
21. **Bustinza V. 2001.** La alpaca. Puno: editado por oficina de recursos del aprendizaje, UNA. 480p.
22. **Bustinza J, Choque AV. 2001.** La Alpaca. Conocimiento del gran potencial andino. Puno, Perú: Editado por oficina de recursos del aprendizaje, UNA. 480p.
23. **Cadral GP. 1998.** Manual para el diagnóstico das helmintos de rumiantes. 4ª ed. Brasilia: EMBRAPA. 141 p.
24. **Cafrune MM, Aguirre DH, Rickard LG. 1999.** Recovery of *Trichuris tenuis* (Chandler, 1930), from camelids (*Lama glama* and *Vicugna vicugna*) in Argentina. J. of Parasitol. 85:961-962.
25. **Cafrune MM, Aguirre DH, Rickard LG. 2001.** First report of *Lamanema chavez* (Nematoda: Trichostrongyloidea) in llamas (*Lama glama*) from Argentina. Vet. Parasitol.: 97 (2): 165-168.
26. **Cafrune MM, Aguirre DH, Freytes I. 2004.** Fasciolosis en vicuñas (*Vicugna vicugna*) en semi-cautiverio de Molinos, Salta, Argentina, con notas de otros helmintos en este hospedador. Vet. Arg. 21 (207), 513-520.
27. **Cafrune MM, Marín RE, Aguirre DH. 2006a.** Hallazgo de *Camelostrongylus mentulatus* (Nematoda: Trichostrongyloidea) en una llama (*Lama glama*) de Jujuy, Argentina. 4º Cong. Mundial Camélidos. Argentina. Res: 74-75.
28. **Cafrune MM, Marín RE, Auad GT, Aguirre D H. 2006b.** Coprología parasitaria en llamas (*Lama glama*) de la Puna de Jujuy, Argentina. 4º Cong. Mundial Camélidos. Argentina. Res: 43.
29. **Castillo DH, Chávez VA, Hoces RD, Casas AE, Rosadio AR, Wheeler J. 2012.** Contribución al estudio del parasitismo gastrointestinal en guanacos (*Lama guanicoe cacsilensis*). Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú 19(2):168-175.
30. **Clemente G. 1983.** Incidencia de Endoparásitos en Vicuñas procedentes de Pampas Galeras-Provincia de Lucanas, Departamento de Ayacucho. Universidad Nacional Agraria la Molina.

31. **Clima del Perú. 2018.** Wikipedia, La enciclopedia libre. [Internet] [03 de octubre del 2018]. Disponible en [https://es.wikipedia.org/w/index.php?title=Clima\\_del\\_Per%C3%BA&oldid=109567136](https://es.wikipedia.org/w/index.php?title=Clima_del_Per%C3%BA&oldid=109567136)
32. **[CONACS] Consejo Nacional de Camelidos Sudamericanos. 2005.** Estrategia nacional de desarrollo. Camelidos domésticos en el Perú. Lima: CONACS. 34p.
33. **Condemayta Z, Tapia M, Apaza E. 2004.** Evaluación de la tolerancia y eficacia antisarnica y antinematodica de una ivermectina de larga acción (ALPAMEC L.A.) en alpacas del Centro de Investigación y Producción La Raya. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional del Altiplano. 10p. [Internet], [10 octubre 2018]. Disponible en: <http://infoalpacos.com.pe/wp-content/uploads/2014/10/AlpamecLALaRaya.pdf>.
34. **Contreras L. 2012.** Helmintiasis en alpacas (*Vicugna Pacos*) de dos comunidades del distrito de Macusani, provincia Carabaya–Puno; durante la época seca. Tesis de Pregrado para optar el título profesional de Médico Veterinario. Lima: Facultad de Medicina Veterinaria. Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 53p.
35. **Coop RL, Jackson F, Graham RB, Angus KW. 1988.** Influence of two levels of concurrent infection with *Ostertagia circumcincta* and *Trichostrongylus vitrinus* on the growth performance of lambs. Res. Vet. Sci., 45: 275-280.
36. **Cordero del Campillo M, Rojo VF, Martínez FA, Sánchez AM, Hernández RS, Navarrete LC, Quiroz RH, Carvalho VM. 1999.** Parasitología Veterinaria. Madrid: McGraw-Hill. 990p.
37. **Chacaguasay BC. 2016.** Estudio parasitario en defecaderos de vicuñas (*Vicugna vicugna*) en la reserva de producción de fauna Chimborazo. Tesis de Pregrado para optar el título profesional de Médico Veterinario y Zootecnista. Escuela Superior politécnica de Chimborazo. Facultad de Ciencias Pecuarias carrera de Zootecnia. 52p.
38. **Chávez GC, Guerrero DC, Alva JM, Guerrero J. 1965.** Parasites and parasitic diseases of lama pacos (alpacas). Rev. FMV-UNMSM.8: 1-4.
39. **Chávez CC, Guerrero CA, Alva J, Guerrero J. 1967.** El parasitismo gastrointestinal en alpacas. Rev. Fac. Med. Vet. Lima 21: 9-19.

40. **Chávez M. 1995.** "Incidencia de helmintos gastrointestinales y hepáticos en Alpacas en las Cuencas de los Ríos Mashcón y Chonta de la Provincia de Cajamarca". Tesis de Pregrado para optar el título profesional de Médico Veterinario. Cajamarca: Facultad de Ciencias Veterinarias. Univ. Nac. de Cajamarca. 53p.
41. **Cheney JM, Allen GT. 1989.** Parasitism in llamas. Vet Clin North Am Food Anim Pract 5: 217-225.
42. **Daniel W. 1996.** Bioestadística base para el análisis de las ciencias de la salud. 5a ed. México: Limusa. 480p.
43. **Duncanson GR. 2012.** Veterinary Treatment of Llamas and Alpacas. UK: cabi. 248p.
44. **Dunn AM. 1983.** HELMINTOLOGIA VETERINARIA. 2a Ed. México: Manual moderno. 1832p.
45. **Düwel D, Frisancho A, Chavez E. 1989.** Presencia de helmintos en el hogar y Los animales salvajes en los Andes del Perú. In: Helminthologie. Frankfurt / Main: Hoechst AG; p.121-124.
46. **Eckert J, Friedhoff H, Zahner P, Deplazes. 2005.** Parasitología para la medicina veterinaria. Alemania: Enke Verlag Stuttgart. 218p.
47. **FAO/RLC-Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación, Oficina Regional para América Latina y el Caribe. 2005.** "Situación Actual de los Camélidos Sudamericanos en Perú". Proyecto de Cooperación Técnica en apoyo a la crianza y aprovechamiento de los Camélidos Sudamericanos en la Región Andina. TCP/RLA/2914.
48. **Farfán E. 2014.** Prevalencia de helmintos gastrointestinales en Alpacas (Vicugna pacos) en la comunidad campesina de Queracucho y localidades del distrito de Ajoyani, Provincia de Carabaya – Puno 2014. Tesis de Pregrado para optar el título profesional de Médico Veterinario y Zootecnista. Arequipa: Facultad de Ciencias e Ingenierías Biológicas y Químicas. Univ. Católica de Santa María. 134p.
49. **Fernández B. 1991.** Avances perspectivas del conocimiento de los Camélidos Sudamericanos. Chile. 325p.

50. **Fiel CA, Pedonese SI, Steffan PE, González F. 2000.** Bioecología de los estadios de vida libre de nemátodos gastrointestinales de bovinos: Sobrevivencia de larvas en las pasturas. Memorias. III Congreso Argentino de Parasitología. La Plata, Argentina. p. 444.
51. **Fiel CA, Steffan PE, Ferreyra DA. 2011.** Diagnóstico de las parasitosis más frecuentes de los rumiantes: técnicas de diagnóstico e interpretación de resultados. Buenos Aires. Argentina: Pfizer. 131p
52. **Fierro M. 2010.** Diagnóstico parasitario, evaluación de eficiencia antihelmíntica y diseño de un plan sanitario parasitológico en la caravana de alpacas de la comunidad de Morochos, Cantón Cotacachi. Tesis de Pregrado para optar el título de Ingeniero Zootecnista. Riobamba, Ecuador. Escuela Sup. Politécnica de Chimborazo. 90p.
53. **Flores ER. 1991.** Manejo y utilización de pastizales. En: S. Fernandez Baca (ed.) Avances y perspectivas del conocimiento de los camélidos Sud Americanos. Santiago de Chile: Oficina Regional de la FAO para América Latina y el Caribe, págs. 191-211.
54. **Florez A, Malpartida E, San Martin F. 1992.** Manual de forrajes. Editado por A Flores en convenio con la Universidad de California - Davis – Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria y Agroindustrial (INIAA). 280p.
55. **Fowler ME. 1998.** Medicine and surgery of South American Camelids (llama, alpaca, vicuña, guanaco). 2<sup>nd</sup> ed. Iowa, USA: Iowa State University Press. 549 p.
56. **García W, Pezo D, San Martín F, Olazábal J, Franco F. 2005.** Manual del Técnico Alpaquero. 1<sup>o</sup> Edición. Editorial ITDG AL. Cusco - Perú. 120p.
57. **Gorman T. 1989.** Tópicos sobre la biología y manejo de los Camélidos Sudamericanos. Chile. Facultad de ciencias Veterinarias y Pecuarias. 16p.
58. **Guerrero C, Alva J. 1968.** Algunos aspectos epidemiológicos de la gastroenteritis verminosa en las alpacas. Bol IVITA-UNMSM. 3: 54-55.
59. **Guerrero C, Alva J. 1986.** "Gastroenteritis nematódica y sarna en alpacas". Bol IVITA UNMSM 21: 25-33.

60. **Guerrero C, Alva J. 1993.** "Evaluación antihelmíntica de la Ivermectina contra infecciones naturales de nematodos gastrointestinales de alpacas, gastroenteritis nematódica y sarna en alpacas". Bol Div UNMSM 21: 25-30.
61. **Guerrero C, Alva J, Rojas M. 1973.** "Actividad antihelmíntica del L- tetramisole contra infecciones experimentales de *Lamanema chavez* en alpacas *Lama pacos*". Rev. Inv. Pec. IVITA – UNMSM 2: 141 – 144.
62. **Guerrero C, Alva J, Veja I, Hernández J, Rojas M. 1973b.** "Algunos aspectos biológicos y parasitológicos de *Lamanema chavez* en alpacas (*Lama paco*)". Rev. Inv. Pec. (IVITA). UNMSM 2: 29-42.
63. **Guerrero C, Leguía G. 1987.** Enfermedades infecciosas y parasitarias de las alpacas. Rev Camélidos Sudamericanos UNMSM – IVITA 4:32 - 82.
64. **Guerrero C, Rojas M, Vargas J. 1974.** "Actividad del L-tetramisole contra infecciones naturales de nematodos en alpacas". Rev. Inv. Pec. UNMSM-IVITA. 3:9 – 14.
65. **Guerrero CA, Chávez CA. 1967.** "Helmintos comunicados por primera vez en alpacas (*Lama pacos*) con una descripción de *Spiculopteragia peruvianus* n. sp". Bol. Chil. Parasitol. 22: 147-150.
66. **Guerrero C, Leguía G. 1987.** "Enfermedades infecciosas y parasitarias de las alpacas". Rev. UNMSM-IVITA-CICCS. 4:59-67.
67. **Guerrero CA, Rojas JE. 1964.** *Graphinema aucheniae* n. g. n. sp. (Nematoda) en auquénidos. An. II Cong. Nac. Med. Vet. y Zoot., Lima, Perú, p. 1-5.
68. **Hansen J, Perry B. 1994.** The epidemiology diagnosis and control "Helminth parasites of Ruminants". Italy. Ilrad 171p.
69. **Hoberg EP. 1996.** Emended description of *Mazamastrongylus peruvianus* (Nematoda: Trichostrongylidae), with comments on the relationships of the genera *Mazamastrongylus* and *Spiculopteragia*. J. Parasitol. 82: 470-477.
70. **Hofmann RK, Otte K, Ponce CF, Rios MA. 1983.** El Manejo de la vicuña silvestre. Tomo I. Eschoborn: GTZ.
71. **Holmes PH. 1985.** Pathogenesis of trichostrongylosis. Vet. Parasitol. 18: 89-101.
72. **Holmes P, Coop R, 1994.** Work shop summary: Pathophysiology of gastrointestinal parasites. Vet Parasitol, 54: 299 – 303.

73. **INEI. 2014.** Perú: Anuario de estadísticas ambientales 2013. 639p.
74. **INEI. 2016.** Sistema Estadístico Nacional. Compendio Estadístico Cajamarca 2016. 419p.
75. **INEI. 2017.** Perú: Anuario de estadísticas ambientales 2017. 696p.
76. **Jarvinen J. 2004.** Anthelmintics for Use in Camelids. En: Western Veterinary Conference USA. College of Veterinary Medicine, Iowa State University Ames.
77. **Johnstone L. 1971.** Enfoque ecológico para el control de la parasitosis ovina. Bariloche (Argentina): Ministerio de Agricultura y Ganadería de la Nación, Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. p. 1-13.
78. **Junquera P. 2014.** Nematodos Intestinales. Enciclopedia Parasitaria. Recuperado de <http://www.parasitipedia.net>.
79. **Kahn M. 2007.** El Manual Merck de Veterinaria. 6ª ed. Barcelona: Océano. 2682p.
80. **Kassai T. 2002.** Helmintología Veterinaria. Zaragoza: Acribia. 420p.
81. **Kofort CB. 1957.** The vicuña and the puna. Ecological monographs. 27 (2): 153 – 219.
82. **Kühne GI. 1986.** Parásitos diagnosticados en el decenio 1976-1985 en la Unidad Regional de Investigación en Sanidad Animal del Noroeste Argentino. I. Helintos y protozarios. Rev. Inv. Agropec. (INTA) 21: 73-79.
83. **Larsen M. 1999.** Biological control of helminths. International Journal for Parasitology. Vol. 29. p. 139-146.
84. **Larsen M. 2000.** Prospects for controlling animal parasitic nematodes by predacious micro fungi. Parasitology. Vol. 120. p. 121-131.
85. **Latorre VE. 1995.** Alpacas Huacaya: sistema semiintensivo de producción. Patagonia Austral [en línea]. Tierra Adentro. no. 4. Disponible en: <https://biblioteca.inia.cl/handle/123456789/5926> (Consultado: 2 abril 2021).
86. **Leguía G. 1991a.** The epidemiology and economic impact of llama parasites. Parasitol. Today 7: 54-56.
87. **Leguía G. 1991b.** Enfermedades parasitarias. En: Avances y perspectivas del conocimiento de los Camélidos Sudamericanos (S. Fernández Baca, Editor). FAO. Santiago. Chile. p. 325-362.



88. **Leguía G, Casas E, Wheeler J. 1995.** Parasitismo en camélidos prehispánicos. *Parasitología al día (Chile)*. 19:435.
89. **Leguía G, Casas E. 1999.** Enfermedades parasitarias y atlas parasitológico de Camélidos Sudamericanos. Lima: Ed de Mar. 190p.
90. **Leguía P. 1991.** Enfermedades parasitarias. Lima: Ed de Mar. 190p.
91. **Leguía P, Bendezu B. 1974.** Observaciones de campo sobre la epidemiología de la gastroenteritis verminosa en alpacas (*Lama pacos*) de cerro de Pasco. *Rev Inv Pec IVITA*: 3: 3-7.
92. **Leiva M. 1997.** Estudio epidemiológico de larvas infectantes de nematodos gastrointestinales en praderas pastoreadas por Alpacas (*Lama pacos*): periodo primavera-verano en Valdivia, X Región de Chile.
93. **Levine N. 1963.** Weather, climate and the bionomics of ruminant nematode larvae. *Adv Vet Sci* 6: 215-261.
94. **Levine N. 1980.** Weather and the ecology of bursate nematodes. *Int. J. Biomet.* 24: 341-346.
95. **Levine ND. 1993.** Tratado de Parasitología Veterinaria. Ed. Acribia. Zaragoza.
96. **Londoño P, Chávez A, Li O, Suarez F, Pezo D. 2009.** Presencia de caracoles Lymnaeidae con formas larvarias de *Fasciola hepatica* en altitudes sobre los 4000 msnm en la sierra sur del Perú. *Rev. Investig. Vet. Perú* 20(1):58-65.
97. **Lumbreras H, Cantella R, Burga R. 1962.** Acerca de un procedimiento de sedimentación rápida para investigar huevos de *Fasciola hepatica* en las heces, su evaluación y uso en el campo. *Red Med Perú*. 31:167-174.
98. **Macmanus C, Louvandini H, Verdolin V, Torres S, Brito D, Barros C, Seixas L. 2010.** Determinação de endoparasitas em ruminantes em pastagem e animal. Brasil: UFGRS. 22p.
99. **Mamani J. 2012.** Evaluación de la carga parasitaria y su interacción madre-cría, desde el nacimiento al destete, en alpacas (*Vicugna pacos*) y llamas (*Lama glama*) en Cicas la Raya, Cusco. Tesis de Pre Grado para optar el título de Médico Veterinario y Zootecnista. Tacna. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Univ. Nac. Jorge Basadre Grohmann. 139p.

100. **Martínez M, Fajardo F. 2001.** Bioestadística amigable. España: Ediciones Díaz Santos Madrid. 37p.
101. **Melo A. 1997.** Sistemas de control y manejo sanitario de las alpacas y llamas en la región andina del sur peruano. Rev. FMVZ – UNA, Puno 1: 54 – 59.
102. **[MINAGRI – DGFFS] Ministerio de Agricultura y Riego – Dirección General de Flora y Fauna Silvestre. 2012.** Plan de evaluación para determinar el censo poblacional de vicuñas (*Vicugna vicugna*) a nivel nacional 2012. 30p.
103. **[MINAGRI - DGFFS] Ministerio de Agricultura y Riego – Dirección General Forestal y de Fauna Silvestre. 2014.** Censo Poblacional de Vicuñas 2012. 34p.
104. **[MINAM – SINIA] Ministerio del Ambiente – Sistema Nacional de Información Ambiental. 2005.** Anuario de Estadísticas Ambientales 2005. 300p. [Internet], [11 octubre 2018]. Disponible en: <http://sinia.minam.gob.pe/documentos/anuario-estadisticas-ambientales-peru-2005>.
105. **Morgan B, Hawkins P. 1949.** Veterinary Helminthology. USA: Ed Burgess Publishing Company. 399p.
106. **Muller RR. 1998.** Estudio del parasitismo Gastrointestinal en Llamas en un predio en la IX Región de Chile. Tesis de Pregrado para optar el grado de Licenciado en Medicina veterinaria. Chile. [Internet], [6 Junio 2015]. Disponible en: <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/1998/fvm958e/doc/fvm958e.pdf>
107. **Nari A, Hansen J, Eddi C, Martins J. 2000.** Control de la resistencia a los antiparasitarios a la luz de los conocimientos actuales. Red de helmintología Veterinaria de América Latina y El Caribe. 16 p.
108. **Neutra M, Pringault E, Pierre J. 1996.** Antigen sampling across epithelial barriers and induction of mucosal immune responses. Ann Rev Immunol 14: 275-300.
109. **Novoa C, Florez A. 1991.** Producción de Rumiantes menores. Alpacas. Lima: Editorial Rerumen. 375p.
110. **Padhilia T, Furlong J, Santos C. 1996.** “Efeito da fermentação aeróbia na viabilidade de ovos de Nematódeos Trichostrongilídeos”. Scielo 26:1.
111. **Padilha T, Mendoza de Gives P. 1996.** Controle microbiano das formas de vida livre dos nematódeos trichostrongilídeos: uma alternativa para higienização das

- pastagens. En: Controle dos nematódeos gastrointestinais em ruminantes. EMBRAPA. Coronel Pacheco, Brasil. 258 p.
112. **Padilha T. 1999.** "Biological control". International Journal for parasitology. Vol. 29. p. 153-154.
  113. **Parkins JJ, Holmes PH. 1989.** Effects of gastrointestinal helminth parasites on ruminant nutrition. Nutrition Research Reviews 2: 227-246.
  114. **Pérez RH, Chávez VA, Pinedo VR, Leyva VV. 2014.** Helmintiasis y eimeriasis en alpacas de dos comunidades de Cusco, Perú. *Rev. Investig. Vet. Perú* 25(2):245-253.
  115. **Quiroz H. 2005.** Parasitología y enfermedades parasitarias en animales domésticos. México: Limusa. 827p.
  116. **Quispe H. 2011.** Estudio de parásitos externos y gastrointestinales en Vicuñas (*Vicugna vicugna mensalis*) en el anexo Mamuta de la provincia de Tarata en la Región de Tacna. Tesis de Pre grado para optar el título Profesional de Médico Veterinario y Zootecnista. Tacna: Facultad de Ciencias Agropecuarias. Univ. Nac. Jorge Basadre Grohmann. 97p.
  117. **Ramirez A, Franco E. 1998.** Enfermedades parasitarias Pub. Tec. FMV – UNMSM. Lima. 51p.
  118. **Ramirez A, Franco E, Pezo D, Garcia W. 1998.** Diagnóstico y control de enfermedades en camélidos sudamericanos. Lima: IVITA. 98p.
  119. **Rickard LG, Bishop JK. 1991a.** Redescription of *Trichuris tenuis* Chandler, 1930, from llamas (*Lama glama*) in Oregon with a key to the species of *Trichuris* present in North American ruminants. *J. Parasitol.* 77: 70-75.
  120. **Rojas CM. 1986.** "Bases para la prevención de la nematodiasis gastroentérica de las alpacas". *Rev. Cam. Sudamer. UNMSM-IVITA* 3: 5 – 8.
  121. **Rojas CM. 1990.** "Parasitismo de los animales domésticos, terapia, prevención y modelos para su aprendizaje". Ed. Maijosa. Lima, Perú. 383p.
  122. **Rojas CM. 2004.** Nosoparasitosis de los rumiantes domésticos peruanos. 2a Edición. Lima: Ed Maijosa. Perú. 146p.
  123. **Romero JR, Sanabria R. 2005.** Parasitismo gastrointestinal y pulmonar de rumiantes. En: Congreso de Rumiantes y Cerdos – Clínica y Sanidad de

Rumiantes. Argentina: Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de La Plata.

124. **Romero J, Venturini L, Vignau M. 2005.** Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias. En: Romero J, Sanabria R (eds). Parasitismo gastrointestinal y pulmonar de rumiantes. Argentina: Universidad Nacional de la Plata. p 100-103.
125. **Roncal C. 2014.** Identificación de Helminos en Alpacas (*Lama pacos*) provenientes de la provincia de Cajamarca. Tesis de Pregrado para optar el título profesional de Médico Veterinario. Cajamarca: Facultad de Ciencias Veterinarias. Univ. Nac. de Cajamarca. 87p.
126. **Ross JR, Purcell DA, Todd JR. 1970.** Nutritional balance trials with lambs experimentally infected with *Trichostrongylus axei*. Br. Vet. J., 126: 159-166.
127. **Ruiz HC. 2016.** Identificación y caracterización de la presencia de ectoparásitos y endoparásitos en vicuñas (*Vicugna vicugna*) en comunidades de los departamentos de La Paz y Oruro. Tesis para optar el grado de Magister en Ciencia Animal. Facultad de Agronomía. Universidad Mayor de San Andrés - La Paz Bolivia. 80p.
128. **San Martin F. 1991.** Avances y perspectivas del conocimiento de los camélidos sudamericanos. Alimentación y Nutrición. (ed. por Saúl Fernandez Baca). Santiago, Chile. pp.215-261
129. **Smith B. 1996.** Large Animal Internal Medicine. Disease of horses, cattle, sheep, and goats, 2a ed. USA: Mosby. 2040 p.
130. **Soulsby EJ. 1993.** Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7ª ed. México: Interamericana. 823 p.
131. **Stafford K, Coles GC. 1999.** Nematode control practices and anthelmintic resistance in dairy calves in the south west of England. Veterinary Record: 659-661.
132. **Suarez V, Olaechea F, Romero J, Rossanigo C. 2007.** Enfermedades parasitarias de los ovinos y otros rumiantes menores en el cono sur de América. Argentina: Ed. INTA. 296p.

133. **Sumano H, Ocampo L. 2006.** Farmacología Veterinaria. 3ª ed. Mexico: Ed. McGraw Hill Interamericana. 1066p.
134. **Sykes AR, Coop RL, Angus KW. 1979.** Chronic infection with *Trichostrongylus vitrinus* in sheep. Some Effects on food utilisation, skeletal growth and certain serum constituents. Res. Vet. Sci. 26:372-377.
135. **Symons L. 1989.** "Patophysiology of endoparasitic infection". Australia: Ed Acad Press.
136. **Threlkeld W, Johnson EP. 1948.** Observation on the pathogenecity and viability of *Ostertagia ostertagi*. Vet Medic, 33:11.
137. **Tizard I. 2009.** Inmunología Veterinaria. 6ª ed. Mexico: McGraw – Hill Interamericana. 517p.
138. **Torres R. 2016.** "Frecuencia y distribución geográfica de parásito gastrointestinales en estercoleros de *Vicugna vicugna* de la Reserva Nacional Pampa Galeras Bárbara D'Achille (Lucanas – Ayacucho – Perú)". Tesis de Pregrado para optar el título profesional de Biólogo. Trujillo: Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de Trujillo. 63p.
139. **Tuppia M. 2009.** "Manejo sustentable de la vicuña con inclusión social, económica, ambiental". Lima, Perú: Dirección General Forestal y Fauna Silvestre. Ministerio de Agricultura. 27p.
140. **Ueno H, Goncalves PC. 1998.** "Manual para diagnostico das helmintos de ruminantes". 4ta ed. Brasil: Salvador de Bahia. 145p.
141. **Urquhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn AM, Jennings FW. 1996.** Veterinary Parasitology. Oxford. Blackwell Science Ltd.
142. **Vaca J, Espinoza P, Mamani T, Torrez F. 2012.** Evaluación de la carga parasitaria y estrategias de control de nemátodos gastrointestinales en bovinos criollos Yucumo En: Asociación Boliviana de Producción Animal. Memoria de la XIX Reunión nacional de la Asociación Boliviana de Producción Animal de editores. La Paz Bolivia. Universidad Mayor de San Andrés. pp. 101-105.
143. **Valenzuela G, Leiva MP, Quintana I. 1998.** Estudio epidemiológico de larvas de nemátodos gastrointestinales en praderas pastoreadas por alpacas (*Lama pacos*) en Valdivia, Chile. Arch. Med. Vet. [online]. vol.30, n.2 [citado 2015-06-24], pp.

79-90. Disponible en:  
[http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0301-732X1998000200008&lng=es&nrm=iso](http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0301-732X1998000200008&lng=es&nrm=iso). ISSN 0301-732X.  
<http://dx.doi.org/10.4067/S0301-732X1998000200008>.

144. **Vargas J, Guerreo C, Rojas M. 1972.** "Pruebas de campo controladas del levamisole contra nematodos de alpacas". Rev. Inv. Pec. IVITA. 1 (2): 137-144.
145. **Vercruysse J, Dorny P. 1999.** "Integrated control of nematode infections in cattle: A reality? A need? A future?". International Journal for Parasitology. Vol. 29. p. 165-175.
146. **Vila BL. 2000.** "Comportamiento y organización social de la vicuña". En: Gonzales B, Bas F, Tala C, Iriarte A, eds. Manejo Sustentable de la vicuña. Chile: p 175 – 192.
147. **Waller PJ. 1997.** "Sustainable helminth control of ruminants in developing countries". Veterinary Parasitology. Vol. 71. p. 195-207.
148. **Waller PJ. 1999.** "International approaches to the concept of integrated control of namatode parasites of live stock". International Journal for Parasitology. Vol. 29. p. 155-164.
149. **Wilson WD, Field AC. 1983.** Absorption and secretion of calcium and phosphorus in the alimentary tract of lambs infected with daily doses of *Trichostrongylus colubriformis* and *Ostertagia circumcincta* larvae. Journal of Comparative Pathology 93: 61-71.
150. **Yucra VD. 2002.** "Carga parasitaria gastrointestinal, lesiones anatomopatológicas, respuesta celular y patrón humoral en alpacas de una comunidad campesina-Puno". Tesis de post grado para optar el grado de Magister en salud animal. Lima: Facultad de Medicina Veterinaria, Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 39-43p.
151. **Zúñiga M. 2009.** "Control de *Fasciola hepatica* en vicuña de Tullpacancha – Huancavelica – Perú." En: V Congreso Mundial sobre Camélidos Sudamericanos Riobamba. Ecuador.